

Pathologies de plantes ornementales tropicales



Claire AMAR, chercheur CIRAD-FLHOR Guadeloupe
Mikaël PETIT, stagiaire CIRAD FLHOR Guadeloupe

Les plantes ornementales coupées (anthurium, alpinia, heliconia...) constituent un marché d'avenir et une source de diversification agricole. En Guadeloupe, on estime cette filière à 21 millions d'euros/an (source ODEADOM, 2004) répartis de façon hétérogène sur 179 ha et réunissant plus d'une centaine de planteurs. Mais, comme les autres spéculations, la Fleur tropicale doit faire face aux diverses pressions parasitaires. Divers pathogènes sont recensés appartenant à toutes les familles de parasites : champignons, bactéries, virus, nématodes... Le présent document tente de synthétiser les phytopathogènes déjà présents en Guadeloupe, mais aussi ceux répertoriés ailleurs sur les plantes à fleurs.

Les Champignons :

Anthracnose

Le terme " anthracnose " est assez peu précis. On groupe sous ce nom un certain nombre de maladies aux symptômes identiques sévissant sur les organes verts et en particulier sur les feuilles. Ce sont en général des taches arrondies, cerclées d'une partie plus foncée.

Pathogène - *Colletotrichum gloeosporioides*
Gloeosporium cingulata (champignons vasculaires)

Hôte : *Anthurium*, *Orchidées*

Symptômes – la maladie a été décrite par Neergaard (1942-1945) en Hollande, elle est ensuite apparue en 1959 dans des régions soumises à de fortes précipitations (à Hawaï, en 1960, décrites par Aragaki et Ishii). Les symptômes sont marqués par de minuscules taches maronnâtres situées sur le spadice de la fleur et se développant sous une forte humidité. Ces taches passent généralement du marron au noir.

Sommaire :

- Champignons	p. 1
- Bactéries	p. 19
- Viroses	p. 24
- Pestes et ravageurs	p. 28
- Autres maladies	p. 36
- Bibliographie	p. 38
- Récapitulatif	p. 49

Elles s'élargissent ensuite, forment ensuite un " water-soaked " (aspect huileux) et passe du marron au noir. Parfois, le spadice entier devient noir dû à la fusion de l'ensemble des taches. L'aspect de la plupart des taches est anguleux à cause à la structure des tissus du spadice. Au fur et à mesure que la maladie se développe, des zones nécrotiques se forment.



*Anthracnose sur fleur
d'anthurium*

Contrôle – Un fongicide est opérant sur cette maladie : le Mancozebe (Dithane M-45). A Hawaii, le développement de programmes pour la filières “ fleurs coupées ” produit en routine des plants en vue de sélectionner des variétés résistantes. Divers niveaux de résistants obtenus à partir d’hybrides ont été observé mais non déterminé précisément. Il faut également apporter beaucoup de soin à la plantation, à l’irrigation, à la nutrition ainsi qu’à la collecte de fleurs.

Toutefois, il existe d’autres pathogènes induisant des symptômes d’anthracnose :

Pathogène : *Gloeosporium minutum*

Hôte : *Anthurium*

Symptômes : cette maladie est apparue en Autriche sur *Anthurium scherzerianum* (Fisher, 1925 & Walt, 1926). Les symptômes foliaires, localisés le long des nervures, se présentent sous la forme de taches plus ou moins circulaires. Ces dernières peuvent se rejoindre pour former des aires brunes entourées d’une marge brun-jaune. Ces zones évoluent ensuite souvent en nécroses.

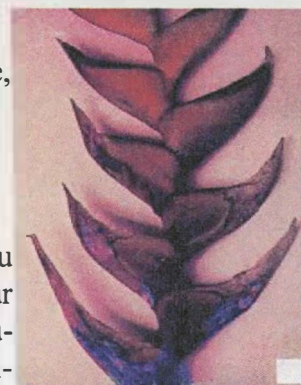
Pathogène : *Colletotrichum musae* (Berk. & M.A.Curtis)

Hôte : *Musa*, *Heliconia*

Inflorescence d’*Heliconia caribaea* infectée par *Colletotrichum musae*

Localisation géographique : Portugal, Asie, Guadeloupe, Martinique, Puerto Rico, Océanie, Barbade, Sainte Lucie, ...

Symptômes : Le *C. musae* ne se développe pas sur les parties vertes du bananier, mais sur et les fleurs et les fruits. Le développement normal sur le fruit mûr de banane se nomme anthracnose, comportant des taches brunes superficielles qui augmentent de taille et peuvent fusionner à maturité. Les lésions de couleur orange, affectent progressivement pulpe quand le fruit est trop mûr (Stover, 1972). Ces symptômes ne devraient pas être confondus avec les taches sénescences qui se développent sur le fruit mûr (Liu, 1976).

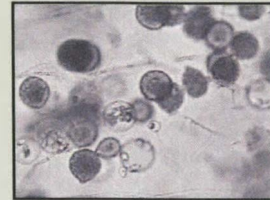


Phytophthora

Pathogène - *Phytophthora parasitica*.

Hôte : *Anthurium*.

Symptômes – Le phytophthora est caractérisé par de petites taches huileuses sur feuilles et/ou sur spathe. Les taches virent au noir et restent d'apparence " mouillée " en s'élargissant. Elles peuvent se développer sur la feuille entière quand les conditions de températures et d'humidité sont optimales pour le développement du pathogène. Quand les conditions deviennent moins optimales, les taches sont très fines mais reste foncé. Le phytophthora (qui entraîne également la pourriture des racines) présente les mêmes symptômes que beaucoup d'autres maladies engendrant la pourriture des racines. L'infection initiale des racines apparaît comme un léger " water-soaked "(taches huileuses) grisâtre ou marron. Ces taches peuvent ensuite s'étendre rapidement et affecter le système racinaire entier : l'examen des racines révèle leur décomposition. Les feuilles atteintes peuvent devenir jaunes ou vert pâle et éventuellement tomber. Les plants sont généralement inutilisables.



Phytophthora parasitica

Contrôle – La prévention est le meilleur contrôle qui puisse être réalisé afin d'enrayer le développement d'une telle maladie. Utiliser des pots propres, repoter immédiatement et faire pousser les plants en milieu sain est une base de lutte minimale contre le phytophthora. Les fongicides ayant une action sont le metlaxyl (Subdue) et le etridiazol (Terrazole and Truban). Leur action est racinaire. Le Mancozeb (Dithane M-45) est décrit comme étant efficace sur les feuilles d'anthurium et peut donner des résultats contre la rouille des fleurs et feuilles.



Pourriture des racines d'anthurium

Pathogène: *Phytophthora cryptogea* Pethybr. & Laff.

Hôte: *Marantacées*.

Localisation géographique: Europe, Asie, Afrique, Amérique.

Symptômes: Les jeunes plantes montrent habituellement un affaiblissement général ou des symptômes de rouille, souvent ayant pour résultat la mort des plantes. Une fois infectées, la croissance s'arrête et les plants peuvent verser.

Feuilles: Le fanage est le symptôme le plus commun. Quelques feuilles peuvent être chlorotiques, des lésions jaunissantes se développent, puis se décomposent, ayant pour résultat la défoliation et la mort de la plante.

Tige: Une décoloration brunâtre-noire se produit au niveau du sol, graduellement ceignant la tige, menant la plante à la mort. Les tissus affectés deviennent mous. Des racines adventices secondaires émergent souvent au-dessus des lésions.

Racines: Les racines des plantes affectées noircissent, se délabrent et se décomposent entièrement. Les tissus affectés sont mous et imbibés d'eau.

Transmission: par les écoulement d'eau (eau d'irrigation, pluies, ...).

Contrôle: La maîtrise de cette maladie est difficile. Des cultivars résistants ont été développés mais ils sont rares, par exemple, framboise (Washington, 1988) et tomate (Upstone et Finney, 1966). En général, l'application de fongicides reste une pratique classique en utilisant principalement le metalaxyl ou le fosetyl-aluminium qui sont deux fongicides systémiques.

Les pratiques culturelles appropriées sont également importantes en réduisant ou en empêchant la maladies. La bonne gestion de l'eau d'irrigation et l'utilisation de sols poreux (bien drainés) ou le milieu naturellement suppressif d'écorces sont encore utiles pour limiter la putréfaction des racines et du pied.

Pathogène: *Phytophthora nicotianae*

Hôte: *Heliconia* (*H. caribaea*), *Orchidées*, *Hibiscus* et de nombreuses plantes ornementales.

Localisation géographique: Cosmopolite.

Symptômes: *Phytophthora nicotianae* a été isolé dans les racines et les rhizomes en décomposition. Les plantes saines et vigoureuses dépérissent graduellement pendant un à trois ans et produisent alors peu de fleurs. Les tiges malades ont des pourritures brunes au collet et sont entourées par des racines décomposées. Dans la tige, la putréfaction est brune tendant vers le noir.

Transmission: Ce microbe pathogène est généralement non spécifique, et une infection croisée peut se produire entre différents hôtes. Les spores produites sont appelées des sporanges qui libèrent 20 spores ou plus quand l'eau est abondante. Ces spores mobiles facilitent la dispersion du pathogène par l'écoulement et les jets d'irrigation. Des chlamydospores sphériques avec des parois épaissies sont formées dans les tissus malades. Ces spores spécialisées permettent au mycète de survivre sans hôte pendant plusieurs mois. Le contact avec des spores sur les plantes malades transportent également le microbe pathogène.

Pathogène: *Phytophthora infestans*

Hôte: *Orchidées*

Localisation géographique: cosmopolite.

Symptômes: Les lésions de feuille commencent par des petites taches vertes claires à grises, irrégulièrement formées. Dans les environnements moites, les lésions augmentent rapidement pour former de grandes putréfactions noires (rouille) dans toute la feuille, dans les pétioles et dans la tige de la plante. Les bouts apicaux, les fleurs, et les jeunes tiges sont très susceptibles d'être infectés. L'invasion fongique et bactérienne secondaire se produit fréquemment et le tubercule entier se décompose.

Transmission: Le vent et l'eau sont les principaux disséminateurs. *Phytophthora infestans* produit des spores microscopiques et asexuées appelées « sporanges ». Ces sporanges sont clairs et une fois placés dans l'eau ou dans une humidité relative très élevée, le cytoplasme des sporanges se divisent et beaucoup de zoospores mobiles émergent de chaque sporange. Sans eau, les zoospores ne se forment pas.

Contrôle: Dans les tropiques, un traitement chimique doit être appliqué avant que l'on observe la maladie, particulièrement pendant des périodes fraîches. Une fois que l'infection foliaire se développe les épidémies peuvent devenir incontrôlables. Garder un faible nombre de putréfactions de feuille est crucial. Les fongicides systémiques ascendant telle que le metalaxyl donne de bon résultats (mais attention, les parties inférieures des feuilles doivent être bien traitées). Ces fongicides peuvent donc être couplés avec des fongicides de contact, tels que le mancozeb.

Les cercosporioses du bananier

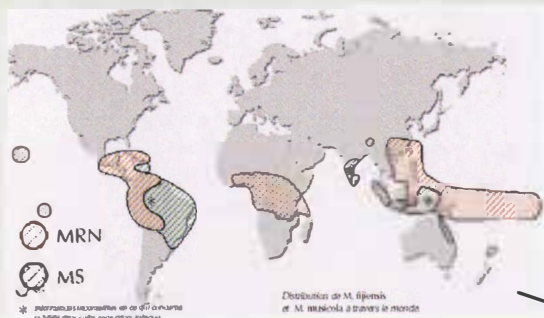
Pathogène: *Mycosphaerella fijiensis* et *M. musicola*

Mycosphaerella fijiensis Morelet, agent de la maladie des raies noires (MRN) ou cercosporiose noire, et *M. musicola* Leach ex Mulder, agent de la maladie de Sigatoka (MS) ou cercosporiose jaune.

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: La maladie de Sigatoka a été identifiée pour la première fois à Java en 1902. Depuis 1962, elle est signalée dans la plupart des zones de production bananière du monde. Sa présence a été par la suite signalée dans l'ensemble du Pacifique (déroit de Torres et péninsule du cap York en Australie, Papouasie-Nouvelle-Guinée, îles Salomon, Vanuatu, Nouvelle-Calédonie, île Norfolk, États fédérés de Micronésie, Tonga, Samoa occidentales, île Niue, îles Cook, Tahiti et Hawaï). Elle a été également observée en Asie (Bhoutan, Taiwan, sud de la Chine, Viêt-nam, Philippines, Malaisie occidentale et Sumatra en Indonésie). Elle est présente en Guadeloupe.

En Amérique latine, la maladie des raies noires a été identifiée pour la première fois en 1972 au Honduras. Elle s'est propagée vers le nord (Guatemala, Belize, sud du Mexique) et vers le sud (Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panama, Colombie, Équateur, Pérou, Bolivie). Elle a été signalée au Venezuela, à Cuba, en Jamaïque et en République dominicaine, d'où elle menace de se propager dans le reste des Caraïbes.



En Afrique, cette affection a été signalée pour la première fois en 1973 et au Gabon en 1978.

Elle s'est répandue vers le Cameroun, le Nigeria, le Bénin, le Togo, le Ghana et la Côte d'Ivoire. Également présente au Congo, le Rwanda, la Tanzanie, l'Ouganda, le Kenya et la République centrafricaine. Elle n'est pas présente à ce jour en Guadeloupe.

Symptômes: Il est parfois difficile d'établir la différence entre les symptômes de la maladie des raies noires et ceux de la maladie de Sigatoka. De manière générale, le premier symptôme apparaît sur la face supérieure du limbe sous la forme de tirets jaune pâle (MS) ou marron foncé sur la face inférieure du limbe (MRN) de 1 à 2 mm de long, qui s'élargissent pour former des lésions nécrotiques à halo jaune et centre gris clair. Les lésions peuvent devenir coalescentes et détruire de vastes portions de tissus foliaires, entraînant une réduction du rendement et une maturation prématurée des fruits.

Transmission: Les cercosporioses noire et jaune sont disséminées localement par les ascospores et les conidies. Leur diffusion sur de longues distances est réalisée par les mouvements de matériel végétal (rejets infectés, feuilles malades) et les ascospores transportées par le vent.

Feuille de bananier atteinte de la maladie des raies noires (MRN). Source: Inibap.



Contrôle: Les fongicides systémiques permettent de lutter efficacement contre la maladie des raies noires dans les plantations commerciales, mais leurs effets sur l'environnement sont préoccupants. Bien qu'il soit possible de réduire sensiblement le nombre des traitements si ceux-ci sont pratiqués dans le cadre d'une lutte raisonnée sur avertissement, des souches de *M. fijiensis* et de *M. musicola* ont développé une résistance à certains de ces produits dans les Caraïbes et en Amérique centrale. La solution la plus appropriée à long terme est certainement la résistance génétique, surtout pour les petits exploitants qui ne peuvent avoir accès à une lutte chimique pour des raisons économiques.

Dépérissement floral

La maladie associée à ce pathogène a été décrite en 1979 par Lii-Jang
Lui et Serapion sur *Anthurium andreanum*.

Pathogène : *Pythium splendens*
(champignon tellurique)

Hôte : *Anthuriums*, *Heliconiacées*

Symptômes : associé à des nématodes ou seul, il peut provoquer des dépérissements commençant généralement par un jaunissement unilatéral du limbe puis qui gagne ensuite de façon uniforme la feuille. Le système racinaire porte des nécroses. Lorsque celles-ci sont terminales, conduisent au dépérissement des tissus périphériques.

Il est particulièrement agressif durant la phase de post-sevrage des plants issus de culture *in vitro*.

Localisation géographique : Porto Rico, Guadeloupe, Martinique signalé à Hawaï en 1984 par Aragaki *et al.*

Contrôle : utilisation d'un substrat sain et de plants sains. Avant la plantation, on peut utiliser en alternance les produits suivants afin de limiter la résistance : Fongaride, Previcur, Cryptonol, Pomarsol. Contre ce champignon tellurique, il est nécessaire de disposer d'un sol ou d'un substrat bien drainé.

Pathogène: *Fusarium moniliforme*

Hôte: *Orchidées*, *Musa*

Localisation géographique: *Fusarium moniliforme* est répandu dans des zones tempérées humides et subhumides et s'avance dans les zones subtropicales et tropicales dans le monde entier. Il est rare dans les zones tempérées plus fraîches exceptées dans des récoltes de serre (Booth, 1971).

Symptômes: Affaiblissement général de la plante; rouille sur les jeunes plantes; sénescence prématurée. Feuilles : couleurs anormales; croissance fongique (tâches). Tiges: décoloration; arrêt de croissance. Racines : putréfaction molle du cortex. Fruits: lésions noires ou brunes. Graines : putréfaction, lésions, déformations.

Transmission: La propagation est principalement aéroportée. Le microbe pathogène peut également infecter le sol, il peut y survivre pendant environ 4 mois sous forme d'hyphes ou de macroconidies à parois épaisses (Ou, 1985).

Contrôle : Le mancozeb et le propiconazole donnent de bons résultats.

Pathogène: *Fusarium oxysporum* Schlecht f. sp. *cubense*

Hôte: *Musacées, Heliconia, Anthurium.*

Localisation géographique: Signalée pour la première fois en Australie en 1874, la fusariose se manifeste aujourd'hui dans toutes les régions bananières du monde (y compris à la Martinique et en Guadeloupe), excepté la Papouasie-Nouvelle-Guinée, les îles du Pacifique Sud et quelques-uns des pays bordant la Méditerranée.

Symptômes (sur bananier) : le symptôme extérieur classique de la fusariose du bananier est constitué initialement par le jaunissement des marges des feuilles les plus anciennes (que l'on peut confondre au départ avec un symptôme de carence en potassium, surtout lorsque le climat est sec ou froid). Le jaunissement s'étend des feuilles les plus anciennes aux plus jeunes. Progressivement, les feuilles s'affaissent au pétiole ou, plus généralement, vers la base de la nervure centrale et pendent, formant une 'jupe' de feuillage mort autour du pseudo-tronc. Chez certains cultivars, les feuilles des plants affectés demeurent essentiellement vertes jusqu'au moment où elles s'affaissent sous l'effet de la courbure des pétioles. Les feuilles les plus jeunes, qui sont les dernières à exhiber des symptômes, sont souvent anormalement érigées, donnant au plant un aspect en épi. La croissance du plant infecté ne s'arrête pas, et les feuilles qui émergent sont généralement d'apparence plus pâle que celles d'un plant sain. Le limbe des feuilles qui naissent alors peut être de dimension sensiblement réduite et exhiber des plissements et des distorsions. Des fentes longitudinales peuvent également apparaître sur le pseudotronc. Un plant de bananier sensible infecté par *Fusarium oxysporum* se rétablit rarement. Toutefois, la croissance de la touffe peut se poursuivre faiblement pendant un certain temps et s'accompagner de la production d'un bon nombre de rejets infectés, jusqu'au moment où la touffe finit par mourir. On n'observe aucun symptôme de maladie sur les fruits.

Les symptômes internes sont une décoloration vasculaire qui se manifeste tout d'abord par un jaunissement des tissus vasculaires dans les racines et le bulbe et qui se poursuit par une décoloration jaune, rouge ou brune continue dans les faisceaux vasculaires du pseudo-tronc et parfois de la hampe du régime.

Transmission: *Fusarium oxysporum* est principalement transmis sur des distances courtes par l'eau d'irrigation et les équipements souillés. Le mycète peut également être réparti sur de longues distances dans les greffes infectées ou dans le sol. Il est également possible que les spores soient répandues par le vent.

Contrôle: La lutte chimique, l'inondation après rotation culturale et l'utilisation d'amendements organiques ne donnent pas de résultats probants contre la fusariose. Il est généralement admis aujourd'hui que le seul moyen de lutte efficace est la résistance de l'hôte. Il existe des sources naturelles de résistance chez des espèces et cultivars sauvages, ainsi que chez des diploïdes synthétiques issus de programmes d'amélioration variétale.

Pathogène: *Fusarium proliferatum*

Hôte: Orchidées

Localisation géographique: Cosmopolite.

Dendrobium infecté par
Fusarium proliferatum



Symptômes: Diverses parties de la plante sont attaquées par ce mycète. Sur le genre *Dendrobium*, les nouvelles pousses sont noircies par des infections de *Fusarium* et des putréfactions lentes se développent particulièrement au bout des feuilles. Les feuilles sont perdues et les nouvelles pousses sont généralement atteintes. *Fusarium proliferatum* cause de petites taches (2 - 5 millimètres) circulaires ou ovales avec des bords irréguliers. Les taches grandissent très lentement. Le modèle caractéristique des taches pour cette maladie est une rangée de taches à travers la largeur de la feuille. Le mycète infecte la gaine de feuille causant des pourritures noires à brunes foncées avec des bords irréguliers. Les putréfactions augmentent très lentement et après quelques mois, le centre de la gaine est couleur rouille.

Transmission: *Fusarium proliferatum* produit des spores microscopiques et longues appelées conidies. Ces conidies asexuées ont 3 à 7 cellules et sont produites par les conidiophores. Un deuxième type de conidies, plus petit avec 1 ou 2 cellules, appelé les microconidies sont également produits. Les deux formes de spore sont produites en très grands nombres et germent sur les substrats appropriés. La croissance de *Fusarium* est favorisée par l'humidité et les températures dans la gamme de 25-31 °C.

Fusarium proliferatum produit beaucoup de spores sur la surface du tissu infecté. Les éclaboussures, le vent et les contacts (mains, habillement, gants, etc.), les insectes, les escargots disséminent les spores aux plantes saines. Les jeunes pousses sont très susceptibles d'être contaminées et de développer rapidement la maladie. Ces plantes infectées servent de sources d'inoculum. La propagation de la maladie est assurée par l'arrosage aérien.

Contrôle: Il est presque impossible de supprimer *Fusarium* une fois qu'il a infecté une orchidée. Les mesures prophylactiques consistent à séparer le plus possible les jeunes plantes plus sensibles des plantes matures et de détruire tous les tissus infectés.

Prévention: Ne pas laisser tomber de matériel infecté à terre car ceci fournit au champignon une excellente occasion d'infester la terre pendant de longues périodes.

Autres champignons phytopathogènes opportunistes

Pathogènes : *Cladosporium* sp. (ch. aérien), *Fusarium solani*;

Hôte : *Anthuriums*, *Musa ornementaux*

Symptômes : Nécroses foliaires, taches circulaires nécrotiques avec un liseré chlorotique autour de ces tissus. Pour *Rhizoctonia* sp., nécroses de l'inflorescence partielles ou totales souvent associées à un brunissement du cylindre de la tige centrale. On peut constater également des nécroses et atrophies racinaires sur un plant contaminé par *Rhizoctonia solani* ou *Fusarium solani*.

Pathogènes : *Botryodiplodia* sp. et *Pestalotia* sp.

Hôtes : *Anthuriums*

Symptômes : Ces deux champignons ont été identifiés à partir de taches observées sur feuilles et fleurs. En effet, ces pathogènes restent assez mal connus car ils ne présentent pas de virulence très importante sur les anthuriums et de ce fait, sont peu étudiés.

Pathogène : *Myrothecium*

Hôtes : *Heliconiacées*

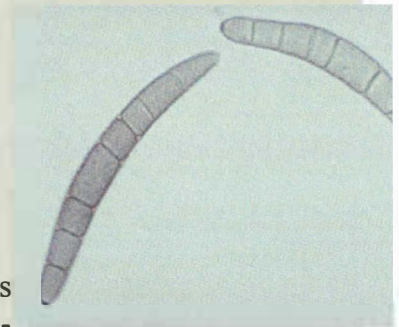
Symptômes : L'observation de plants tel que le cultivar « Tropic » a montré des symptômes sur les inflorescences et le pédicule caractérisés par des taches nécrotiques brunes de taille variable.

Localisation géographique : Venezuela

Pathogène: *Bipolaris incurvata*

Pathogène: *Bipolaris incurvata*

Hôte: *Bipolaris incurvata* est l'espèce de champignon la plus retrouvée sur les *Heliconia* malades. *H. stricta*, *H. chartacea*, *H. multisiana* et d'autres sont susceptibles de contracter *Bipolaris incurvata*. D'autres espèces telles que *B. cynodontis*, des *B. salviniae*, et des *B. setariae* ont été isolées également. Il a déjà été isolé sur orchidées.



Bipolaris incurvata

Localisation géographique: Il a été rapporté dans beaucoup de secteurs tropicaux et subtropicaux tels que la Floride, la Jamaïque, l'Asie, l'Australie, l'Océanie (Polynésie française, îles Fiji) Philippines, Hawaii et les Seychelles, ...

Symptômes: *Bipolaris incurvata* cause des taches sur les feuilles et grandes putréfactions des feuilles (rouille). La maladie commence avec de petites taches. Le mycète continue à se développer dans le tissu des feuilles. Les taches s'agrandissent, ovales ou irrégulières dans la forme, et sont jaunies sur le pourtour de la tache. Des trous se forment sur la feuille. Le pétiole, la gaine et les bractées florales deviennent également brun au rouge/violacé. Aux étapes avancées de la maladie, les feuilles se déchirent en lambeaux et brunissent.

Pathogène: *Cercospora* sp. et *Pseudocercospora* sp.

Hôte: *Heliconia* (*H. psittacorum* cv. *Andromeda*, *H. caribaea*, *H. rostrata*, *H. collinsiana*, *H. farinosa*, *H. bihai* cv. *Lobster Claw Two*, and *H. wagneriana*)

Localisation géographique: Hawaii, mal connue.

Symptômes: Ces mycètes sont caractéristiques d'une croissance lente et causent des maladies qui se développent sur une longue période, plusieurs mois peuvent s'écouler avant que les feuilles nouvellement infectées développent des symptômes.

Au commencement, les taches sont très petites puis augmentent graduellement. Ces taches minuscules peuvent apparaître en très grand nombre ou en faisceaux, donnant l'aspect de dommages physiologiques ou d'une carence alimentaire. Les différentes taches sont vertes-olive et des bandes jaune larges entourent les grands groupes de taches. Après plusieurs mois, de plus grandes taches brunes se développent.

Transmission: Les spores de ces pathogènes sont répandues par le vent et peuvent être portées par des insectes. Les périodes prolongées de temps pluvieux favorisent la sporulation de ces microbes et la propagation de la maladie.

Transmission: Avec une forte humidité continue pendant au moins 24 heures, les spores de ces mycètes sont produites à la surface du tissu malade. Le vent et les éclaboussures disséminent les spores des parties contaminées aux parties saines des feuilles. Les mouvements du feuillage et le contact avec les feuilles malades par l'Homme durant l'entretien causent également la dispersion des spores. L'humidité élevée favorise la germination des spores, qui pénètrent alors dans la feuille et provoquent de nouvelles taches. Les spores de *Bipolaris incurvata* sont de couleur sombre et ont des parois épaisses, soient deux caractéristiques qui facilitent la survie fongique.

Pathogène: *Exserohilum rostratum*

Hôte: *Heliconiacées*, *Orchidées*.

Localisation géographique: On le retrouve sur tous les continents.

Symptômes: Les taches foliaires provoquées par *Exserohilum rostratum* sont semblables à celles provoquées par *Bipolaris*. Les taches typiques sont ovales et brunes avec les frontières légèrement jaunes. Les taches augmentent jusqu'à la mort des feuilles.

Transmission: Comme avec *Bipolaris*, les spores d'*Exserohilum* sont produites dans les environnements moites sur la surface des feuilles malades et sont répandues par le vent et l'eau. Sa biologie est semblable à celle de *Bipolaris*.

Pathogène : *Calonectria spathiphylli*

Hôte : *Heliconiacées* (*H. angusta* cv. Holiday Red Christmas, *H. bihai* cv. Kamehameha and cv. Lobster Claw One, *H. jacquinii*, *H. caribaea* cv. *Purpurea* Red Caribaea ou Red Caribe, *H. indica* cv. *Spectabilis*, *H. illustris* var. *rubricaulis*, *H. multisiana*, *H. psittacorum* cv. Parakeet, *H. psittacorum* X *H. spathocircinata* cv. Golden Torch 'Parrot', *H. stricta* cv. Dwarf Jamaican et cv. Fire Bird, *H. wagneriana*), *Strelitziacées*

Localisation géographique : Hawaii, mal connue.

Symptômes : Les symptômes foliaires les plus prononcés sur les *Heliconia* provoqués par *Calonectria spathiphylli* sont le jaunissement des feuilles, le séchage des marges des feuilles, les taches de rouille sur la gaine et le pétiole. Les putréfactions de la gaine et du pétiole bloquent le passage de l'eau vers la feuille produisant les bords secs des feuilles, les feuilles deviennent jaunes puis meurent. Moins fréquemment, le mycète cause les taches brunes et ovales. La capacité photosynthétique des plantes malades est réduite par les infections multiples de la gaine et du pétiole, suivies de la perte des feuilles. En quelques années, des plantes vigoureuses deviennent petites, faibles avec une production réduite en fleurs.

Transmission : *Calonectria* produit des agrégats compacts de cellules fongiques. Ces agrégats sont des structures de survie qui permettent au mycète de persister dans le sol pendant plusieurs années sans hôte.

Pathogène: *Gibberella avenacea* (R.J. Cook)

Hôte: *Strelitzia*

Localisation géographique: Surtout en Europe et au Moyen-Orient, quelques détections en Asie, Océanie et en Amérique.

Symptômes (généraux; non spécifiques à Strelitzia): Tiges : décoloration. Racines : putréfaction molle du cortex. Points croissants : putréfaction. Inflorescences : rouille et nécroses. Graines : décolorations. Organes végétatifs : putréfaction sèche.

Transmission: *Gibberella avenacea* est rare dans la nature. Il se dissémine presque exclusivement par les conidies grâce à la graine, le sol, l'air, les éclaboussures, les débris végétaux souillés et les hôtes alternatifs.

Contrôle: Divers fongicides sont en service contre les Fusarium des différentes cultures. Les fongicides les plus efficaces pour la maîtrise de *G. avenacea* incluent le carbendazim, le benlate, le mancozeb, le R-U 204, le prochloraz, le carbendazim et thiophanate-méthylque.

La maladie des tâches de rousseur du Bananier

Pathogène: *Guignardia musae*

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: Australie, Océanie.

Symptômes: De petites et grandes taches apparaissent sur les feuilles et également sur les fruits. Le symptôme plus caractéristique de ces deux types de tache est une sensation de papier sablé sur la feuille et le fruit. Ceci est provoqué par les structures fongiques dépassant au dessus de la surface de la feuille.

Les taches sont brunes foncées à noir. Les petites tâches mesurent moins de 1mm de diamètre et ont un aspect de suie. Elles peuvent fusionner pour former des stries. Les taches les plus grandes mesurent jusqu'à 4 mm de diamètre et peuvent également former des stries. Parfois le centre de ces plus grandes taches est moins coloré. Les taches peuvent également apparaître sur la côte de la feuille et sur les pétioles.

Transmission: Les spores reproductrices sont des ascospores et les conidies sont principalement disséminées par l'eau.

Contrôle: mancozeb et benomyl fournissent un contrôle efficace.

L'utilisation d'une couverture plastique au-dessus des inflorescences est la solution la plus économique.



Régime affecté par *Guignardia musae*

Pathogène: *Mahabalella sp.*

Hôte: *Heliconiacées (H. orthotricha).*

Localisation géographique: Hawaii, mal connue.

Symptômes: spots sur les feuilles.

Pathogène: *Marasmius sp.*

Hôte: *Heliconia*, *Alpinia*

Localisation géographique: On retrouve différentes espèces de *Marasmius* dans le monde entier mais celles observées sur *Heliconia* et *Alpinia* (Hawaii) sont récentes et très mal connues.

Apex d'*heliconia* infecté
par *Marasmius sp.*



Symptômes: *Marasmius* cause une putréfaction des tiges souterraines ou des rhizomes d' *Heliconia*. Les putréfactions des parties les plus anciennes des rhizomes sont fibreuses, celles des plus jeunes sections du rhizome qui produisent des pousses avec des feuilles et des fleurs sont brunes molles. Celles-ci sont observées quand les rhizomes sont ouverts ou découpés en tranches. Les plantes atteintes par *Marasmius sp.* se développent difficilement et ne prospèrent pas. Les feuilles de la plante peuvent se faner, mourir ou sembler souffrir d'insuffisances alimentaires.

Transmission: Dans de bonnes conditions les spores germent et établissent de nouvelles colonies. Seulement quelques espèces de *Marasmius sp.* sont des microbes pathogènes des plantes et plus de recherches sont nécessaires sur ces microbes pathogènes, particulièrement en zones tropicales.

Ce champignon a besoin d'une source continue d'aliments pour se développer vigoureusement et pour infecter des tissus sains de l'hôte. Sans cette source nutritive, le mycète meurt. La production des spores suit la croissance active du mycète. La pratique courante de découpage des feuilles et des tiges pour faire du compost est bonne, seulement si les microbes pathogènes sont absents. Si le pathogène est présent, le tissu de l'hôte en décomposition fournit la meilleure source nutritive pour la croissance de *Marasmius sp.* et des quantités énormes d'inoculum sont alors produites.

Contrôle: Les champs malades doivent être nettoyés et toutes les vieilles feuilles et tiges doivent être enlevées des pépinières. Les plantes fanées ou mourantes et les rhizomes infectés doivent être détruits également. Il est important de favoriser le meilleur mouvement d'air possible en enlevant les arbustes, les mauvaises herbes, entourant le champ. L'humidité élevée favorise la croissance du mycète. Des études sur le traitement thermique des rhizomes d' *Heliconia* atteints de *Marasmius sp.* ont démontré que la chaleur ne tuait pas le champignon. La recherche est nécessaire pour déterminer si des options efficaces de gestion sont disponibles pour ce microbe pathogène. Celles-ci incluraient : une modification des traitements thermiques pour assainir les rhizomes voir même un assainissement *in vitro*, un criblage de fongicides efficaces.

Pathogène: *Phyllosticta heliconiae*

Hôte: *Heliconiacées*

Localisation géographique: Hawaii, mal connue.

Symptômes: Taches sur les feuilles

Pathogène: *Phyllosticta capitalensis*

Hôte: Orchidées.

Localisation géographique: Cosmopolite.



Phyllosticta capitalensis sur
Dendrobium

Symptômes: Les jeunes taches de feuille sont en général jaunes ou noires, circulaires, et petites. Ces taches restent sans changement pendant plusieurs mois. Cependant, la croissance fongique dans le tissu de feuille augmente par la suite, le taux de pourritures brunes augmente et la feuille entière est tuée. Les feuilles tombent et seule la canne subsiste. Quand les fleurs sont coupées, une putréfaction noire les couvre rapidement (en 1 ou 2 jours).

Transmission: *Phyllosticta sp.* produit des spores asexuées à la surface du tissu infecté. Ces spores sont libérées quand l'humidité est assez élevée, elle exigent également de l'humidité pour germer. Les spores sont disséminées par le vent et l'eau. Sans humidité les spores ne germent pas et ne peuvent pas infecter l'hôte. Après que *Phyllosticta sp.* ai pénétré la feuille, pendant un certain temps il n'y a aucun symptôme ou signe du microbe pathogène sur les feuilles infectées. Cela prend 3 à 6 semaines avant que l'on puisse observer une petite tache sur la feuille infectée. Beaucoup plus de temps est nécessaire pour qu'une tache jaune clairement définie apparaisse. Pour cette raison, beaucoup de cultivateurs sont étonnés de voir des taches se développer plusieurs mois après l'empotage.

Contrôle: aujourd'hui on est capable de propager les orchidées par graines ou semis *in vitro*; il est possible ainsi de multiplier de nouvelles plantes saines. Pour les plantes déjà infectées il faut enlever toutes les feuilles décomposées ou malades, les gaines sèches, feuilles, vieilles tiges etc. et appliquer des fongicides tels que le mancozeb pour tuer les spores.

Prévention: Puisque l'humidité est nécessaire pour la germination des spores, et pour la pénétration de l'hôte, la gestion de l'humidité est très importante. L'arrosage des plantes doit être effectué tôt le matin pour permettre aux feuilles de sécher et non juste avant la tombée de la nuit, car le feuillage resterait humide pendant plusieurs heures.

Pathogène: *Phyllosticta zingiberis*

Hôte: *Zingiber zerumbet*

Localisation géographique: Hawaïi, mal connue.

Symptômes: Taches sur les feuilles.

Pathogène: *Pyriculariopsis sp.*

Hôte: *Heliconiacées* (*Heliconia angusta* cv. Yellow Christmas, *H. multisiana*)

Localisation géographique: Hawaïi, très mal connue.

Symptômes: Les taches foliaires provoquées par *Pyriculariopsis sp.* commencent par secteurs jaunes très petits et restent concentrées.

Transmission: Beaucoup de spores fongiques sont produites par les feuilles malades. Les éclaboussures et le vent répandent ces spores aux autres feuilles.

Pathogène: *Pythium aphanidermatum*

Hôte: *Zingiberacées*

Localisation géographique: cosmopolite, Jamaïque, Mexico, Panama mais pas aux petites Antilles.

Symptômes: Les tissus infectés ont un aspect « imbibé d'eau » et nécrotique. Le bout des racines est souvent attaqué, bien que d'autres secteurs de la racine puissent également être infectés. Les plantes infectées peuvent être plus petites et avoir un système racinaire moins bien développé que les plantes saines. Il est possible d'observer des oospores directement dans le tissu de l'hôte, selon l'opacité du tissu et du niveau de la dégradation. Dans les cas où l'infection racinaire est lourde, on peut observer un fanage des plantes par temps chaud ou venteux. Les symptômes foliaires d'insuffisance nutritive peuvent également être observés, ces symptômes sont dus à la décomposition des racines empêchant l'absorption des nutriments.

Transmission: La transmission de *P. aphanidermatum* est associée au sol infesté ou à la présence de matière végétale souillée. Bien que les zoospores soient associés à la transmission à courte distance du microbe pathogène aux racines adjacentes, la transmission sur de plus longues distances peut également se produire. Shokes et McCarter (1979) ont démontré la contamination par des zoospores grâce aux irrigations superficielles. La dissémination des zoospores par la solution nutritive dans les systèmes hydroponique a aussi été confirmée (Jenkins et Avere, 1983).

Les insectes sont également des vecteurs de la maladie.

Contrôle: L'eau étant primordiale pour la distribution des zoospores et le développement de la maladie, les efforts menés pour réduire l'humidité du sol contribuent à réduire la sévérité de la maladie. Ceux-ci incluent la plantation sur des sillons augmentés pour réduire l'humidité contenue dans la zone racinaire et fournir un drainage optimal. Une variété de fongicides commerciaux efficaces ont été développées pour maîtriser l'infection et la prévenir.

Pathogène: *Rhizoctonia solani*

Hôte: *Heliconia* (H. bihai cv. Lobster Claw One and *H. caribaea*)

Localisation géographique: *Rhizoctonia solani* est très communs, on le retrouve dans le monde entier.

Symptômes: *Rhizoctonia solani* a été observé sur des racines en décomposition. Bien que fréquemment lié aux plantes malades, ces champignons sont généralement considérés comme des pathogènes faibles et des essais de pathogénicité sont nécessaires pour déterminer leur influence sur l'*Heliconia*.

Pathogène: *Sclerotinia sclerotiorum*

Hôte: *Sclerotinia sclerotiorum* est non spécifique, c'est un polyphage. Les hôtes susceptibles de ce microbe pathogène entourent 64 familles, 225 genres, et 361 espèces (Purdy, 1979) dont de nombreux *Musa*.

Localisation géographique: *Sclerotinia sclerotiorum* est géographiquement cosmopolite et a une large distribution écologique, bien qu'il soit plus commun dans les régions tempérées. A l'origine on le retrouvait seulement dans les régions fraîches et humides, mais il est maintenant connu pour se développer aussi bien dans des régions chaudes et sèches.

Symptômes: Le cycle de vie des différentes espèces de *Sclerotinia* se situe le plus souvent dans le sol; par conséquent, les symptômes commencent à la surface de sol. Les symptômes peuvent différer selon l'hôte, mais un certain nombre de similitudes subsistent : les symptômes les plus communs sont les taches huileuses sur les fruits, tiges et feuilles, ou les pétioles qui sont alors déformés. Ces taches s'agrandissent et un mycélium cotonneux couvre la zone affectée. La plante devient molle, gluante, imbibée d'eau.

Transmission: *Sclerotinia* peut être disséminé par les graines, les animaux, avec l'eau d'irrigation. Les ascospores peuvent être portées par le vent. Elles peuvent survivre aux ingestions animale et sont ainsi transportés par les animaux. Les ascospores peuvent être également transmises par les abeilles à miel.

Contrôle: L'application foliaire de fongicides doit principalement protéger les tissus végétaux contre l'infection par les ascospores. Elle est efficace seulement quand des tissus sénescents tels que des pétales de fleur sont couverts par le produit chimique (Hunter et autres, 1978). On observe parfois que deux applications de fongicide soient nécessaires pour maîtriser *Sclerotinia sclerotiorum*.

Des produits chimiques sont aussi utilisés pour traiter le sol visant à réduire *Sclerotinia* durant son cycle dans la terre.

Les Bactéries pathogènes :

De nombreuses bactéries sont virulentes sur les plantes ornementales et génèrent souvent de lourdes pertes, souvent rapides, pour les planteurs. La difficulté d'éradication vient essentiellement du fait qu'il n'existe actuellement pas de moyens de lutte efficaces.

Dépérissement bactérien de l'anthurium

Pathogène : *Xanthomonas axonopodis* pv. *Dieffenbachiae* (anciennement *X. campestris* pv. *Dieffenbachiae*)

Hôte : *Anthuriums*, *Dieffenbachia*, *Aglaonema*, *Syngonium*, autres *Aracées*.

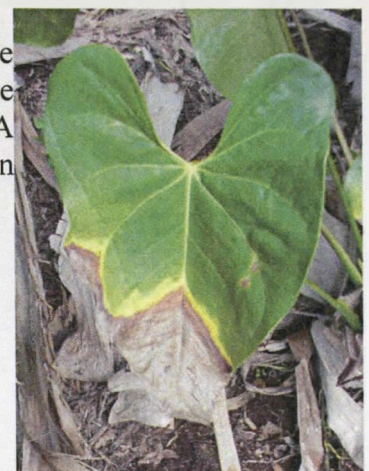
Localisation géographique : Brésil, Hawaii, Martinique, Guadeloupe, Floride, Venezuela, USA, Tahiti, Philippines, Caraïbes...

Symptômes : Les symptômes commencent généralement en bordures des feuilles, ou la bactérie peut rentrer par les voies naturelles : les hydathodes. Les taches sont tout d'abord translucides, d'apparence jaune et forment un " water-soaked ". Elles ont tendance à s'élargir mais peuvent se développer sur l'ensemble du pourtour de la feuille et envahir le centre en provoquant ainsi la chute de la feuille. Les taches plus anciennes sont noires et généralement entourées d'un halo brillant de couleur jaune.

Si l'anthurium est infecté de façon systémique, la plante montre des signes de jaunissement et elle perd ces feuilles basses. Les plantations sont alors vouées à un dépérissement inéluctable.

Contrôle : L'utilisation de bactéricide en France et en Europe est interdite pour lutter contre les pathogènes bactériens. L'espèce *Anthurium andreanum* montre de façon typique des réponses phytotoxiques à la streptomycine et au cuivre, éléments composants de produit pouvant être utilisés sur les anthuriums hybrides en pot. Les mesures prophylactiques restent, pour cette maladie et de manière générale, le meilleur des contrôles : éradication et destruction par le feu, désinfection des instruments de coupe, régulation draconienne de tout transfert, vente, achat, et échange de plant afin de limiter l'importation de plants atteints de façon latente et limiter la dissémination de la maladie, élimination des mauvaises herbes et détection rapide d'éventuels symptômes. Limiter une irrigation trop chaude afin de réduire le développement du pathogène sur les hôtes.

Prévention : éviter la propagation du provoque des phénomènes de « splashing ». Un test PCR est en cours de réalisation au CIRAD Réunion. Ce dernier va permettre de donner une plus grande précision que le test ELISA déjà en cours puisqu'il permettrait de détecter la bactérie à des concentrations de l'ordre de 10^3 bactéries au lieu de 10^6 .



Développement de *Xanthomonas axonopodis* pv. *dieffenbachiae* sur feuille d'anthurium

Acidovorax

Le premier signalement de cette bactériose a été décrit en Guadeloupe par Prior et Rott en 1982.

Pathogène : *Acidovorax anthurii*, anciennement *Pseudomonas sp.*

Hôte : *Anthuriums*

Acidovorax anthurii
sur *Anthurium*



Symptômes : En face inférieure du limbe des taches d'aspect huileux ("water-soaked") peuvent être observées soit en bordure du limbe soit le long des nervures. Elles vont ensuite évoluer en tache noires nécrosées bordées d'un halo jaune. Ce dernier est assez mince en face supérieure et d'aspect huileux en face inférieure. Certaines fleurs sont en partie nécrosées quelquefois avant leur développement complet.

Les symptômes vasculaires sont rarement observés dans les zones exploitées. Seules des conditions climatiques humides conjuguées à une fortes pressions d'inoculum permettent d'observer des symptômes importants. La dissémination par l'eau se révèle moins importante que celle de *X. axonopodis* pv. *dieffenbachiae*.

Contrôle : les mesures prophylactiques sont les mêmes que celles décrites précédemment contre *X. axonopodis*. Toutefois, il a été remarqué qu'une préparation à l'oxyde de cuivre en formation huileuse ralentit potentiellement l'apparition des taches à *Pseudomonas sp.*, mais en restant agressif pour la fleur en limitant l'extension. Un bon drainage du sol doit être assuré.

Localisation géographique : Venezuela, Martinique, Guadeloupe, Caraïbes, Floride, Hawaii.

La maladie de Moko

Pathogène : *Ralstonia solanacearum* type II, biovar 1 (détermination par PCR multiplex). *Ralstonia solanacearum* est un agent phytopathogène majeur pour la production bananière.

Hôtes : *Anthuriums*, *Musa*, *Heliconia*, *Zingiberacées*...

Mode de transmission : par du matériel végétal infecté, y compris les hôtes secondaires, par les outils de taille, les insectes et le sol.

Il est reconnu comme système modèle pour l'analyse moléculaire de la virulence. *R. Solanacearum*, bactérie à Gram négatif de la famille des *Pseudomonas*, possède un génome riche en teneur G+C (69 %) et organisé en 2 chromosomes.

Symptômes : Provoque un jaunissement des feuilles accompagné de taches noires, de nécroses sur les fleurs et les tiges. De plus il est à noter un dépérissement des bourgeons mâles. Ces dernières finissent par pourrir entraînant la destruction totale des parcelles atteintes.

Contrôles : Les techniques prophylactiques sont ici encore une fois de rigueur contre ce pathogène bactérien. Il faut signaler les éventuels problèmes (tâches, nécroses, pourritures, dépérissement suspects), faire diagnostiquer et analyser des échantillons de la plante. Il n'y a aucun contrôle chimique possible (l'utilisation d'antibiotiques étant interdit en France et en Europe). L'éradication totale des plants reste le meilleur moyen de lutter contre cette maladie mais reste évidemment très onéreux.

Localisation géographique : présente dans de nombreux pays d'Amérique centrale et du sud et dans les Caraïbes : Mexico, Guatemala, Honduras, Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panama, Colombie, Venezuela, Guyana, Surinam, Brésil, Pérou, Rép. Dominicaine, Haïti, Trinidad.

Attaque de *Ralstonia solanacearum* type II, biovar 1
sur feuille et spathe d'anthurium



La maladie de Bugtok

Pathogène : des études étiologiques ont permis d'isoler la bactérie *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith.

Hôtes : *Musa* ornementaux

Symptômes : décoloration de la pulpe du fruit, plus intense vers le cœur. Les parties décolorées peuvent alterner avec des parties où la pulpe est molles. En cas d'infection sévères, tous les fruits d'un régime peuvent être décolorer.

Transmission : l'infection se fait par l'inflorescence et la maladie de Bugtok est transmise par des insectes, probablement des thrips. Il est improbable que la maladie se transmette par les rejets car les plantations issues de touffes sont indemnes.

Localisation : Philippines, Australie, Taiwan, Israël, Trinidad, Amérique centrale.

Méthodes de lutte : on peut utiliser comme matériaux d'ensachage un sac en polyéthylène. Ces derniers seront enlevés dès la pleine formation de fruits. Ils faut simultanément assainir et

Autres bactéries

Pathogène moins virulent : *Erwinia chrysanthemi*.

Une autre bactérie a été isolée en Guadeloupe à partir de plants d'*anthurium andreanum* (sur feuilles et spathe).

Pathogène : *Pseudomonas cichorii*.

Hôte : *anthuriums*

Symptômes : taches nécrotiques sur feuilles entourées d'une marge grasseuse et d'un étroit halo de décoloration.

La bactérie a été localisé dans certaines zones de production et provoque d'importants dégâts dans les exploitations atteintes, surtout en période de pluie.



Pseudomonas cichorii
sur plante
hôte.

Pathogène: *Pseudomonas celebensis*

Hôte: *Musa*, *Heliconia*.

Localisation géographique: Indonésie.

Symptômes: Les feuilles entièrement déployées des plants de tous âges exhibent un jaunissement transitoire très apparent, suivi de perte de turgescence, dessiccation et nécrose. Chez les plants matures, la base du pétiole s'affaisse, et les feuilles flétries pendent alors autour du pseudotrunc. Les feuilles les plus jeunes cessent d'émerger et des plaques blanchâtres, puis nécrotiques, apparaissent sur leur limbe. Les rejets peuvent être flétris dans leur totalité, mais l'infection n'est pas toujours systémique et des rejets sains sont parfois produits. Au niveau interne, les faisceaux vasculaires exhibent une décoloration brun rougeâtre qui, selon le mode d'infection, peut s'étendre à l'ensemble du plant ou rester confinée à la hampe centrale du régime. Si l'on pratique une coupe dans des tissus vasculaires maintenus à l'état humide, ceux-ci exsudent des gouttelettes de suintement bactérien dont la couleur varie du blanc au brun-rougeâtre ou au noir.

Transmission: Les observations tendent à démontrer que l'infection se fait par le canal des inflorescences et que cette maladie est transmise par les insectes, de manière similaire à la maladie de Moko en Amérique latine.

La transmission par les insectes semble expliquer la rapidité avec laquelle l'affection s'est diffusée (plus de 25 km par an dans certaines zones) depuis qu'elle a été signalée pour la première fois à Java. La diffusion peut également se faire par du matériel de plantation infecté, et il est probable que l'agent pathogène persiste dans le sol et dans les débris de plants. Les fruits des plants infectés constituent aussi une source de propagation : des régimes d'apparence normale peuvent être commercialisés, pour être ensuite jetés par le consommateur à proximité de bananiers sains.

Prévention: Dans les zones affectées, les mesures phytosanitaires utilisées pour la maladie de Moko seront probablement efficaces également contre cette maladie : désinfection des outils de récolte, traitement des champs et sélection de matériel de plantation indemne de maladie (en évitant, si possible, les variétés à bractées mâles déhiscentes, qui sont considérées comme particulièrement vulnérables à l'infection par le biais des blessures fraîches des bractées). L'élimination des bourgeons mâles (ébourgeonnage) peut être un moyen efficace, mais il est à noter que Gäumann a constaté que l'infection peut se faire aussi bien par les fleurs femelles que par les fleurs mâles.

Pathogène : *Erwinia carotovora subsp. carotovora* (Jones, 1901) Bergey et al. 1923

Hôte : *Musa*, *Orchidées*.

Localisation géographique : On la retrouve sur tous les continents, ainsi que dans la Caraïbe.

Symptômes : Sur bananier : jaunissement des feuilles. Dans un délai de 1-2 semaines les plantes infectées se renversent vers le bas. Le rhizome montre une décomposition grave avec une odeur fétide.

Sur Orchidée : taches humides brunes jaunâtres, partant généralement du feuillage et s'étendant à l'ensemble du limbe. La généralisation de la pourriture entraîne la mort de la plante.

Contrôle : détruire les plantes malades et surtout ne jamais réutiliser le compost et les pots qui ont été contaminés. Les expériences sur la gestion de la maladie ont indiqué que la maladie pourrait être efficacement maîtrisée par le trempage du sol autour de la plante infectée avec 0.4 pour cent de fytolan. Les bioagents de *Pseudomonas* (lutte biologique) et la poudre à blanchir d'extrait d'ail sont également efficaces contre la maladie et peuvent être inclus dans la gestion intégrée de la maladie.

Prévention : en période de forte chaleur, éviter d'arroser le feuillage avec une eau trop froide (choc thermique).

Trop d'azote dans l'engrais, provoque un développement exagéré du feuillage sans la consistance du squelette de la plante et favorise le développement de bactéries.

Les viroses :

La production végétative est souvent limitée par les maladies virales et la culture d'anthurium n'est pas épargnée. BSV (Banana Streak Virus), BBMV (Banana Bract Mosaic Virus), CMV (Cucumber Mosaic Virus) and BBTV (Banana Bunchy Top Virus) sont les virus les plus importants qui attaquent l'anthurium.

Abaca mosaic virus

Symptômes : Les feuilles montrent des stries vertes claires ou jaunâtres.

Hôte : *musa ornementaux*, *Marantacées*

Transmission : par propagation végétative et culture de tissus mais également par les Aphides (*Rhopalosiphum maidis* et *Aphis gossypii*). La transmission mécanique est très difficile.

Localisation géographique : Philippines.

Classification : Potyvirus, peut être une souche de *Potyvirus* entraînant la mosaïque de la canne à sucre.

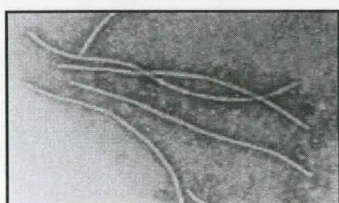
BbrMV (Banana bract Mosaic Virus)

Symptômes : *Vicia faba* – marbrures de feuilles et malformations.

Transmission : transmis par un vecteur, un insecte : *Acalymma trivittata*, *Colaspis flava*, *Diabrotica undecimpunctata*, *Sitona lineata*; Coléoptères... Le virus est transmis par inoculation, par greffage mais pas par l'intermédiaire des semences.

Localisation géographique : Inde, Sri Lanka, Vietnam, Philippines.

Classification : *Potyviridae*



potyvirus

BSV (banana Streak Virus)

Symptômes : ils varient en fonction du cultivar et des isolats : stries chlorotiques discontinues ou non, fusiformes qui sont d'abord vertes claires, puis deviennent de plus en plus foncées pour finalement aboutir à des stries noires au niveau des feuilles les plus anciennes.

Transmission : le virus n'est pas transmis par inoculation mécanique mais par propagation végétative.

Localisation géographique : dans toutes les pays producteurs de bananes : sud Cameroun, Nigeria, Honduras, Équateur, Inde, Côte d'Ivoire, Australie.

Propriétés physiques et biologiques : Virions bacilliforme; 119 nm de longueur, 30 nm de largeur.

Classification : *Badnavirus*

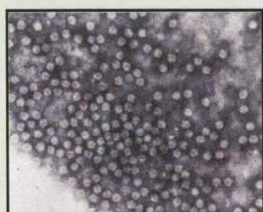
CMV (Cucumber Mosaic Virus)

Symptômes : le CMV provoque des infections sur un ensemble de plantes hôtes et il existe des souches de virulence variée donnant un ensemble de symptômes telque : des infections chlorotiques sur bananes (Creager, 1945; Holcomb and Valverde, 1991), des taches et des bandes brunâtres (Brierley and Travis, 1958) sur le pois, le concombre, la cacahuète, le céleri (Doolittle, 1916; Price, 1935; Wellman, 1934), des déformations sur le soja (Hanada and To-chihara, 1982), de la rouille sur épinard.

Localisation géographique : vraisemblablement de part le monde.

Transmission : transmis par un insecte vecteur. Il existe plus de 60 espèces incluant entre autre *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora* and *Myzus persicae*; Aphididae. La transmission se fait de manière persistante. Le virus peut être également transmis par inoculation mécanique, transmis par les semences, mais avec une expression variable.

Classification : *Cucumovirus*: *Bromoviridae*



Cucumovirus: Bromoviridae

BBTV (Banana Bunchy Top Virus)

Symptômes : nécroses sur bananier.

Transmission : transmis par un insecte vecteur : *Pentalonia nigronervosa*; Aphididae. Transmis de manière persistante. Le virus est probablement bloqué lors de la mue de l'insecte, non transmis de façon congénitale à la progéniture du vecteur et non transmis par inoculation mécanique.

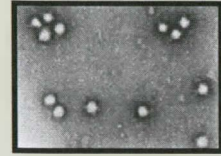
Localisation géographique : Afrique, Pacifique, Australie, Burundi, Égypte, Gabon, Philippines Sri Lanka , Vietnam et Taiwan. Plus récemment au Pakistan, Queensland et Hawaïi.

Propriétés physiques et biologiques : Virions isométriques, non enveloppés, de 18-20 nm de diamètre, arrondis sans être protégés par une capside.

Classification : *nanavirus*

INSV (Impatiens necrotic spot *tospovirus*)

Symptômes : (Même descriptif que pour le T.S.W.V.). De plus, très peu de symptômes sur feuilles, seulement quelques taches et anneaux nécrotiques sur les jeunes feuilles.



Bunyaviridae en MEB.

Transmission : transmis par un insecte vecteur : *Frankliniella occidentalis*; Thysanoptera.

Localisation géographique : Belgique, Allemagne, Hollande, Pologne, Angleterre et États-Unis.

Classification : *tospovirus* : *bunyaviridae*.

Autres particules virales :

Le T.S.W.V. et le I.N.S.V. appartiennent à des souches très proches. Ils font partie d'un groupe dont ils sont les seuls représentants parmi les virus végétaux.

TSWV (Tomato spotted wilt *tospovirus*)

Symptômes : Les symptômes engendrés par le T.S.W.V. sont très variables et peuvent apparaître sur différents organes :

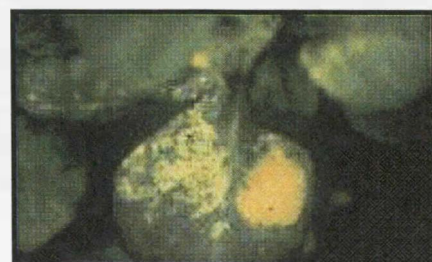
Transmission : transmis par un insecte vecteur : *Thrips tabaci*, *T. setosus*, *T. parvi*, *Frankliniella schultzei*, *F. occidentalis*, *F. fusca* and *Scirtothrips dorsalis*; Thysanoptera. Également transmis de manière permanente. Le virus est bloqué lorsque l'insecte est en période de mue, se multiplie dans le vecteur ; il n'est pas transmis à la descendance de l'insecte. Il est toutefois transmis par inoculation mécanique, par greffage, mais n'est pas transmis par contact de plant à plant, ni par les semences, ni par le pollen.

Localisation géographique : probablement distribué à travers le monde.

Propriétés physiques et biologiques : Virions contenant 5 % d'acides nucléiques, 70 % de protéines; 20 % de lipides. Seulement 5% de carbohydrate. Le génome est constitué d'ARN

Classification : *tospovirus* : *bunyaviridae*

Attaque de TSWV sur Lobelia



GCFV (Ginger Chlorotic Fleck ? Virus)

Hôtes : Rose de Porcelaine, genre « Ginger ».

Symptômes : les feuilles subissent des décolorations ou chloroses sous forme de taches.

Transmission : Virus transmis par inoculation mécanique

Distribution géographique : les premiers symptômes furent isolés en Australie sur des « ginger » provenant d'Inde de Malaisie, de l'Île Maurice ou de Thaïlande.

Taxonomie : possible *Sobemovirus*.

DSV (Digitaria streak monogeminivirus)

Symptômes : symptômes blancs, rayures chlorotiques ou lésions locales. *Digitaria setigera* – rayures blanches resserrées ou lésions locales, généralement d'un à trois mm de long. On peut également observer de longues et larges chloroses qui aboutissent à des lésions locales jaunes vers les marges.

Transmission : transmis par un insecte vecteur : *Nesoclutha declivata*; Cicadellidae. Ce virus n'est pas transmis par *Cicadulina mbila*, *C. triangula*, *C. chinai*, *C. bipunctella*, *Nesoclutha pallida*. Il est transmis de manière permanente. Le virus ne se multiplie pas dans le vecteur, il n'est pas transmis à la descendance, ni par inoculation mécanique, ni par greffage, ni par contact de plant à plant, ni par semence ni par le pollen.

Localisation géographique : Vanuatu.

Propriétés physiques et biologiques : virions contenant 20 % d'acides nucléiques, 80 % de protéines. Le génome est constitué d'ADN; simple brin, circulaire.

Classification : *Monogeminivirus* : *geminiviridae*

DsMV (Dasheen Mosaic potyvirus)

Symptômes : les symptômes varient en fonction des saisons et des hôtes :

- sur *Alocasia*, formation d'une mosaïque
- sur *Dieffenbachia*, formation de mosaïque et déformation des feuilles
- sur *Colocasia*, Mosaïque et chlorose.

Transmission : le virus est transmis par un vecteur : *Myzus persicae*, *Aphis craccivora* (Morales and Zettler, 1977), *Aphis gossypii* (Gollifer et al., 1977), mais non transmis par *Pentalonia nigronervosa* (Morales and Zettler, 1977) ou *Rhopalosiphum padi* (Gollifer et al., 1977) Il peut également être transmis par inoculation mécanique mais ni par simple contact entre plant ou par semence.

Localisation géographique : probablement distribué de part le monde (spécialement au niveau des régions tropicales et subtropicales).

Classification : *Potyvirus: Potyviridae*

Diagnostic : les virus filamenteux trouvé sur *Anthurium andraeanum* au Venezuela (Herold, 1967) ont été décrits mais aucune relation avec le DsMV n'a pu à l'heure actuelle être déterminée.

Les pestes et ravageurs :

Ils sont peu nombreux et ne constituent pas de véritables fléaux.

Insectes

Insectes piqueurs :

Trips (*Chaetanaphotrips orchidii*) et aleurode (*Aleurotulus sp.*) : responsables de déformations et décoloration de la spathe. Une application de Lindane à 20% (ou 100g/100 l.) est efficace sur ces insectes. On préconise aussi le Vertimec utilisé en pulvérisation à 25-50ml/100 litres d'eau.



Détail d'une colonie
d'aleurodes

Insectes broyeurs et suceurs :

Sauterelle verte : se nourrissent du bord des feuilles mais n'attaquent pas les fleurs. On peut traiter le feuillage avec de la Bazudine 20 (diazinon ; 250g/hl), au Lannate (méthomyl ; 250 cc/hl) ou encore au Pacol (parathion éthyle ; 300 cc/hl)

Aphis : les pucerons sont attirés par le nectar des fleurs. Les traitements sont les aphicides suivants : Pirimor 50g/100l d'eau en pulvérisation ou Pirimor fumigeant : 3 pièces pour 1 ha.



Colonie d'Aphis (*Aphis fabae* Scopoli)

Chenille : peuvent se nourrir du bord des feuilles, mais n'attaquent pas les fleurs. On peut traiter les feuilles de manière simple : Lannate (100g/100l d'eau en pulvérisation).

LE CHARANÇON DU BANANIER

Pathogène: *Cosmopolites sordidus*

Localisation géographique: Originnaire de l'Asie du Sud-Est, le charançon du bananier s'est diffusé dans toutes les régions tropicales et subtropicales productrices de bananes et de bananes plantain.

Symptômes: Les charançons adultes sont attirés par des substances volatiles qui émanent des plantes hôtes. Les bulbes coupés les attirent tout particulièrement. C'est pourquoi il peut s'avérer difficile d'établir une nouvelle culture dans des bananeraies précédemment infestées ou à proximité de plants fortement infestés. Du fait que les charançons sont attirés par les bulbes coupés, les rejets utilisés comme matériel végétal sont particulièrement exposés à leurs attaques. On a enregistré des pertes de plus de 40% des plants.

D'après les observations effectuées, les attaques de charançons perturbent l'émission racinaire, tuent les racines existantes, limitent l'absorption des éléments nutritifs, réduisent la vigueur des plants, retardent leur floraison et accroissent leur sensibilité aux autres ravageurs et maladies. Elles entraînent des baisses de production du fait de la perte de bananiers (plants morts, cassés à la base ou couchés sur le sol) et la réduction du poids des régimes. La chute de plants, communément attribuée aux nématodes, a été observée dans des plantations fortement infestées de charançons, en l'absence de nématodes.

Contrôle: Les méthodes employées pour lutter contre le charançon du bananier varient souvent d'un système à un autre, selon la densité de population et les dégâts de ce ravageur.

La lutte chimique est la méthode la plus courante dans les plantations commerciales. La lutte culturale, très efficace pour empêcher l'établissement du charançon, est aussi le seul moyen dont les petits producteurs dépourvus de ressources disposent actuellement pour réduire les populations déjà établies.

Dans les plantations commerciales, la lutte contre le charançon se fait principalement à l'aide de pesticides chimiques: on applique des nématicides à action insecticide et des insecticides spécifiques à la base des pieds de bananiers. Ces insecticides agissent rapidement et efficacement. Les insecticides à base de cyclodiènes, autrefois largement utilisés, ont été abandonnés face au développement de populations de charançons résistantes et du fait de préoccupations environnementales. Il existe des organophosphorés moins persistants, mais du fait qu'ils soient plus coûteux et plus toxiques pour celui qui les manie, ils ne conviennent guère aux petits producteurs.

LE CHARANÇON DU PSEUDOTRONC DU BANANIER

Pathogène: *Odoiporus longicollis*

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: On pense que le charançon du pseudotrunc du bananier est originaire de l'Asie du Sud et du Sud-Est, qui est aussi le centre d'origine des bananiers et des bananiers plantain actuellement cultivés. On rencontre cet insecte en Inde, en Chine, en Malaisie, en Indonésie et en Thaïlande, où il est un des principaux prédateurs et représente une sérieuse menace pour les systèmes de production bananière (Valmayor *et al.* 1994)



Larve et mâle adulte
d'*Odoiporus longicollis*
Source Inibap



Symptômes: Les charançons adultes sont attirés par les substances volatiles dégagées par les bananiers. Les premiers symptômes sont les suivants : petits trous de la dimension d'une tête d'épingle sur le pseudotrunc, extrusions fibreuses à la base des pétioles, présence de charançons adultes et exsudation de gomme. A un stade d'infestation avancé, le pseudotrunc, quand on l'ouvre, présente une multitude de galeries dans les gaines foliaires et dans la tige proprement dite. L'infection secondaire par des agents pathogènes produit une pourriture d'odeur nauséabonde. Si les galeries s'étendent à la tige proprement dite et à la hampe après la floraison, les fruits ne se développent pas normalement, présentant un aspect déshydraté.

L'infestation par les charançons entrave le transport des éléments nutritifs et de l'eau, retarde la croissance et le développement de la plante et la rend plus sensible à la verse, plus souvent associée aux infestations de nématodes. La tige, affaiblie par les galeries creusées par les larves, se casse parfois sous l'effet du vent ou du poids du régime à maturité. Les pertes de récolte varient entre 10 et 90 % selon le stade de croissance auquel se produit l'infestation et selon l'efficacité des méthodes de gestion.

Contrôle: Les méthodes employées pour lutter contre le charançon du pseudotrunc du bananier varient largement en fonction du système de production. Dans les grandes plantations, on applique régulièrement des pesticides, tandis que les petits producteurs marginaux qui cultivent la banane pour leur subsistance n'ont pas les moyens de recourir régulièrement à des produits chimiques. Dans ces conditions, la lutte culturale apparaît comme la stratégie la plus appropriée car elle est à la fois facile à pratiquer et compatible avec d'autres méthodes de lutte. Les ennemis naturels (arthropodes, nématodes) offrent de grandes possibilités pour réduire les populations de charançons dans les bananeraies fortement infestées. En outre, le criblage du matériel génétique de *Musa* devrait permettre d'identifier des sources génétiques de résistance pour les programmes d'amélioration variétale.

Lutte chimique : la lutte contre ce ravageur revêt un caractère complexe, car il échappe d'autant plus facilement à la destruction qu'il peut accomplir la totalité de son cycle biologique à l'intérieur du pseudotrunc. Une méthode couramment employée actuellement consiste à injecter un composé organophosphoré systémique (comme le monocrotophos) dans le pseudotrunc. Il existe aussi d'autres méthodes : badigeonnage des bananiers avec des surfactants ou avec une bouillie contenant un insecticide, pulvérisation et fumigation des espaces entre les gaines foliaires.

LES MALADIES RACINAIRES PROVOQUÉES PAR LES NEMATODES

Les nématodes sont des ascarides lombricoïdes microscopiques qui habitent le sol et s'alimentent sur les plantes et les animaux. Les nématodes diffèrent des vers segmentés (tels que des vers de terre) dans leur morphologie, leur anatomie, et leur cycle de vie. Les nématodes parasites des plantes causent des maladies telles que les putréfactions des feuilles, les putréfactions des racines ou des rhizomes, des putréfactions des fleurs, et des dommages au niveau des graines.

Symptômes (généraux): Les symptômes principaux sont l'apparition de taches brunes, la décomposition et gonflement des racines et des lésions au niveau des racines. Les infections de nématode peuvent se produire seul mais parfois elles sont accompagnées de champignons pathogènes tels que le *Calonectria spathiphylli*, des espèces de *Rhizoctonia*, et de *Pythium*. *Pythium splendens* et *Radopholus similis* : responsable du dépérissement en Jamaïque. Ceci souligne le rôle prédominant des nématodes dans l'apparition et l'évolution d'épidémies. Des essais de traitements fongicides ont montré une amélioration de l'état racinaire et de la qualité et quantité des fleurs. Bien que le rapport entre les nématodes et les champignons sur les racines des Héliconias ne soit pas encore bien comprise, des associations entre nématode et champignons sont connus pour causer des maladies désastreuses sur d'autres récoltes. Les plantes infectées montrent des symptômes semblables à ceux provoqués par un manque d'eau et une insuffisance nutritive. Ces symptômes incluent les feuilles jaunes, la feuille se courbant excessivement en se fanant, et un taux de croissance faible. Les infections graves provoquent une chute de la plante avec le vent en raison de l'ancrage insuffisant.

Biologie et transmission

La plupart des nématodes accomplissent leur cycle de vie de l'œuf, aux larves, à l'adulte en environ trois à quatre semaines selon la température, l'humidité, et l'aération du sol. Si les conditions environnementales ne sont pas appropriées au développement, les œufs peuvent rester dormants pendant des années. Les nématodes ne sont pas très mobiles dans le sol et ils se déplacent lentement dans la solution qui entoure les particules du sol. Ils sont transportés sur de grandes distances par le mouvement du sol (labourage), sur les équipements et les outils, avec l'eau qui ruisselle en surface, et par le transport de matériels végétaux infectés.

Nématodes:

Meloidogyne sp. : endoparasite

Helicotylenchus sp. : ecto. ou semi endoparasite

Rotylenchulus reniformis : ecto. ou semi endoparasite

Aorolaimus sp. : ecto. ou semi endoparasite

Les quatre nématodes ci dessus ont une fréquence et une abondance moyenne sur anthurium hybride. Toutefois, ces derniers semblent être favorisé lorsque la culture est réalisé sur un substrat composé de cocos séchés. Les taux d'infestation ne laissent pas forcément apparaître de dégâts mais jouent un rôle dans la productivité de la plante.

Aphelenchoïdes fragariae : responsable du flétrissement des boutures de l'anthurium, souvent mortel pour les jeunes plantes. L'inoculum est introduit à la plantation avec des fragments de fougères arborescentes. Un traitement par thermothérapie est éventuellement possible pour ce genre de parasite.

Meloidogyne sp. et *Rotylenchulus reniformis* sont à l'origine de nombreux dégâts racinaires sur hybride entraînant une diminution de la production et de la longévité des plants. Egale-ment responsable, sur *Alpinia*, de la dégénérescence des racines entraînant une nanification du plant.

NÉMATODES À GALLE DES BANANIERES

Pathogène: *Meloidogyne incognita* et *Meloidogyne javanica*

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: *Meloidogyne incognita* et *M. javanica* sont présents dans le monde entier. On peut les trouver en très grand nombre sur les bananiers et bananiers plantain soit lorsque le climat est trop froid pour que *R. similis* s'y développe, soit lorsque *R. similis* n'a pas été introduit, ou lorsque *Pratylenchus goodeyi* n'est pas présent.

Symptômes: Les symptômes les plus évidents de l'infection causée par *Meloidogyne spp.* sur bananiers et bananiers plantain sont la formation de galles et le renflement des racines primaires et secondaires. Parfois, l'extrémité des racines est envahie et la formation de galles est insignifiante, voire absente, mais l'extrémité de la racine cesse de croître et de nouvelles racines prolifèrent juste au-dessus des tissus infectés. Il se peut que les plants infectés donnent un nombre beaucoup plus petit de racines secondaires et tertiaires. Au Pakistan, on a observé un jaunissement des parties aériennes, une diminution de la taille des feuilles, un rabougrissement des plants et une perte de production.

Transmission: *Meloidogyne spp.* peuvent être disséminés avec du matériel infesté.

Contrôle: De nombreux essais au champ ont montré l'efficacité de plusieurs nématicides contre les nématodes à galle des racines. Le trempage de la souche pendant 10 minutes dans un nématicide avant plantation peut protéger le plant contre l'infection des nématodes pendant quelques mois.

Pathogène: *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Filip. & Schu. Stek., 1941 et *Pratylenchus goodeyi* (Sher & Allen, 1953).

Pratylenchus coffeae et *Pratylenchus goodeyi* sont tous deux des déprédateurs majeurs des *Musa*. Leurs dégâts sont très similaires à ceux d'un autre parasite important des racines des bananiers, le nématode *Radopholus similis*.



Pratylenchus goodeyi

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: *P. coffeae* est probablement originaire des îles du Pacifique et des pays limitrophes, mais il s'est aujourd'hui répandu dans le monde entier et sa distribution est très proche de celle de *R. similis*, Il a été vraisemblablement diffusé à travers le monde avec le

matériel végétal commercial. En Afrique de l'Ouest, on le trouve généralement en populations mélangées avec *Helicotylenchus multicinctus*, *Radopholus similis*, *Meloidogyne* spp.

P. goodeyi a une distribution beaucoup plus restreinte que *P. coffeae*.

Symptômes: *P. coffeae* et *P. goodeyi* sont tous deux des endoparasites migrants du cortex racinaire et des rhizomes de bananier, de bananier plantain et d'abaca, dans les tissus desquels ils se nourrissent et se multiplient. Tous les stades du cycle de développement des deux espèces envahissent les tissus des racines et des rhizomes, à l'intérieur desquels ils pondent les oeufs.

P. coffeae et *Radopholus similis* : grandes nécroses de couleur noire ou violacée sur les tissus épidermiques et corticaux des racines, se traduisant par des lésions et par la cassure des racines. On peut également trouver des lésions nécrotiques sur les rhizomes. *Pratylenchus* spp. ne pénètre pas dans le cylindre vasculaire de la racine, qui demeure normalement blanc. Ces dégâts entraînent le rabougrissement des plantes, la diminution du poids des régimes, l'allongement du cycle de production et la chute ou le déracinement des plantes. Le phénomène de chute des plantes peut être considérablement accentué sur sols à faible teneur en éléments nutritifs. Le ralentissement de la croissance, qui se traduit par une moindre couverture du sol par les plants de bananier.

La présence de *P. coffeae* et *P. goodeyi* dans les lésions des racines des bananiers manifeste généralement une forte corrélation avec des infections de champignons tels que *Fusarium* spp. et *Rhizoctonia solani*.

Transmission:

Contrôle: Il s'avère malaisé d'éliminer *P. coffeae* et *P. goodeyi* d'un sol avant la plantation, car ces espèces ont une gamme d'hôtes très large, incluant des graminées communes et des plantes cultivées telles que l'arachide et la patate douce. Néanmoins, une jachère arbustive de plus d'un an permet généralement de ramener la densité de ces nématodes aux alentours de un pour 100 ml de sol.

Pathogène: *Radopholus similis* (COBB)

Hôte: *Musa*

Localisation géographique: Le nématode *Radopholus similis* est un des plus importants parasites des racines des bananiers dans la zone intertropicale. La propagation végétative de souches ou rejets infestés a entraîné sa dissémination à travers les diverses zones de production du monde.



Radopholus similis

Symptômes: endoparasite, responsable de déformation sur anthurium. Les plants affectés produisent peu de fleurs. >

R. similis pénètre au niveau des racines et se nourrit aux dépens du cytoplasme des cellules du parenchyme cortical, détruisant les parois cellulaires et provoquant la formation de tunnels évoluant en nécroses qui peuvent s'étendre à l'ensemble du cortex. Le cylindre central n'est jamais attaqué bien que *R. similis* puisse y pénétrer lorsque les tissus sont très jeunes. Les nécroses des racines et souches sont accentuées par d'autres pathogènes (champignons et bactéries) parmi lesquels *Cylindrocarpon musae*, *Acremonium stromaticum*, et *Fusarium* spp. Sont les plus fréquents. Les champignons du genre *Cylindrocladium* sont fortement pathogènes aux Antilles Françaises où ils sont susceptibles de causer des lésions semblables à celles provoquées par *R. similis*. L'association de ces deux parasites cause des dommages très importants. La destruction des tissus souterrains entraîne une réduction de la nutrition hydrique et minérale qui se traduit par un ralentissement de la croissance et du développement des plants. Cela peut entraîner de sévères réductions du poids des régimes et accroître l'intervalle de temps entre deux récoltes. De plus, la destruction des racines diminue l'ancrage des plants dans le sol, augmentant les risques de chutes, particulièrement lors des périodes cycloniques, avec un fort impact économique.

Transmission: Peut être disséminés avec du matériel infesté.

Contrôle: Actuellement, la lutte chimique est le moyen le plus utilisé pour limiter les populations de nématodes. Les nématicides sont généralement des composés non-volatils de la famille des organophosphorés ou des carbamates. Ils sont appliqués le plus souvent sous forme de granulés à la surface du sol autour de la touffe. Les formulations émulsionnables sont appliquées en pulvérisation au pied des plants ou incorporés dans l'eau d'irrigation. Les modalités optimales d'application, époque, dose, fréquence, dépendent de l'efficacité des produits, des conditions pédoclimatiques ainsi que du pouvoir pathogène et de la dynamique des populations locales. Dans la plupart des zones de production, les doses se situent entre 2 et 3 grammes de matière active par plant, appliqués 2 à 3 fois par an. Il est recommandé d'alterner les produits entre chaque application afin de limiter les risques de biodégradation accélérée, phénomène généralement lié à l'utilisation répétée d'un même produit. Les nématicides bien que généralement efficaces pour lutter contre les nématodes et faciles à utiliser, sont relativement chers, hautement toxiques et peuvent avoir un impact négatif sur l'environnement.

Le contrôle de ce nématode peut s'effectuer de la manière suivante : désinfecter la plantule par thermothérapie avant de la mettre en terre peut limiter les problèmes d'infection latente. S'il y a infection, utiliser du Témik (900g/100m²) et répété ensuite pendant 6 semaines avec 600g/100m². Il existe également le Vydate L à 150 ml/100 litres, suivi d'un traitement pendant 2 semaine à 100ml/100 litres.

Prévention: La meilleure manière d'éviter la contamination d'un sol vierge ou assaini est d'utiliser des plants issus de micropropagation *in vitro*. C'est aujourd'hui la pratique la plus répandue dans de nombreuses zones de production et devrait être la seule autorisée pour l'introduction de plants dans un sol vierge.

Autres maladies :

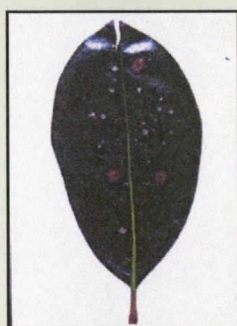
Mollusques

Des dégâts sur de jeunes feuilles occasionnés par des limaces et des escargots peuvent s'observer mais n'ont pas de réelle incidence sur la production. Les blessures peuvent éventuellement servir de portes d'entrée à d'autres pathogènes (bactéries, virus...). On peut appliquer un traitement avec des granules de Mesurol Snail : 50g/100m².

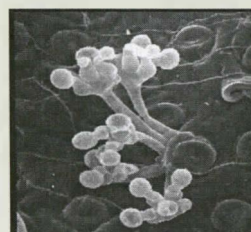
Algues

Les dégâts causés par les algues sont communs et peu graves. Une algue du genre *Cephaleuros parasiticus* provoque des taches circulaires (1 cm de diamètre) gris-foncé, le long des nervures des feuilles. A terme, le limbe de ces dernières devient liégeux.

Contrôle : pulvérisation de produits cuivreux. (Pirone, 1970)



Cephaleuros parasiticus
sur magnolia

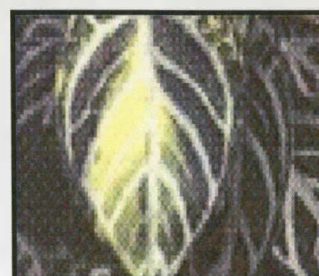


Cephaleuros parasiticus,
Zoosporangia,
(MET).

Chimaera

Maladie : Variabilité génétique de la plante.

Symptômes : les feuilles développent des variations jaunes qui peuvent être prise pour des infections virales. Les plants ayant de pareils symptômes sont assez rares contrairement à ceux infectés par un virus. Des déformations peuvent également apparaître, spécialement sur certains cultivars produits en culture "in vitro" dans lesquels on peut avoir des modifications génétiques du à des conditions de croissances inhabituelles.



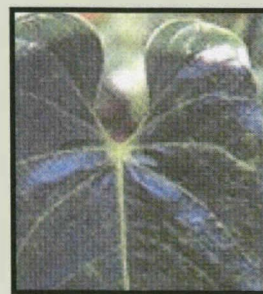
Jaunissement dû à une variabilité
génétique de la plante

Contrôle : si le nombre de plants de ce type est important, de nouvelles sources de matériels doivent être collectées. Il faut alors éliminer les individus tout en ne oubliant pas de garder des opportunités de créations variétales.

Toxicité au cuivre

Pathogène – Cuivre se trouvant dans les insecticides ou nutriments apportés au niveau foliaire.

Symptômes – Les nouvelles feuilles développent des taches en relief/ou non jaunes. Des déformations et des nécroses peuvent être observées aux extrémités des feuilles.



Symptômes de toxicité au cuivre

Contrôle – Tous les cultivars ne sont pas sensibles au cuivre. Quelques *A. andreaeanum* utilisés en fleurs coupées se sont révélés sensibles aux applications cuivrées. Une mesure prophylactique tend à tester les applications cuivrées en petite quantité sur un bout de feuille afin de vérifier la sensibilité du cultivar.

Le dépérissement de l'Alpinia

Pathogènes : Non identifiés à ce jour. Nombreuses investigations, recherches et enquêtes, aucun trypanosome observé en Martinique et Guadeloupe, alors que sa présence est signalée en Floride, au Venezuela...

Symptômes : Nécroses foliaires, liserés chlorotiques autour des tissus nécrosés, jeune feuille enroulée brune 'Cigar'

Contrôles : l'élimination des plants malades peut s'avérer efficace

Nota Bene :

Nous avons essayé de référencer dans ces quelques pages les maladies qui nous semblaient importantes, recensées dans les Caraïbes sur les plantes ornementales tropicales. Il va de soi par exemple que l'ensemble des maladies virales touchant le genre *musa* n'a pas été entièrement décrit.

Mots-clés : Champignons, Bactéries, Virus, pathologie des plantes tropicales, Anthurium, Alpinia, Heliconia. *Xanthomonas axonopodis* pv. *dieffenbachiae*, *phytophthora*. BSV, pestes et ravageurs.

Liste des familles de plantes ornementales tropicales

- **Aracée**: Anthurium, Dieffenbachiae, Phylodendron, Aglaonema...
- **Heliconiacée**: Heliconia, ...
- **Maranthacée**: Calathea, ...
- **Musacée**: musa ornementaux
- **Zingibéracée**: Alpinia, Phaomeria (Rose de Porcelaine), Costus, Zingiber...
- **Strelitziacée**: Strelitzia (Oiseau du paradis),...

Liste bibliographique :

Renseignements générales sur les pathologies des plantes tropicales :

- Amar C.** (1999). Rapport final sur le dépérissement de l'alpinia, financement Cordet 1997-1998. 20 p.
- Amar C.** (1998). Rapport d'activités 1997-1998. Programme de recherche en horticulture florale. 20 p.
- Amar C.** (1998) Schéma de quarantaine des fleurs tropicales., 1 p.
- Urban I.** (1995). Filière fleurs coupées en Martinique. Etude des conditions après récolte. Rapport de mission, Institut Français de l'Horticulture et du Paysage. 3-14 avril 1995. 20 p.
- Rosette C.** (1999). Note d'information : détermination d'une nouvelle souche de bactérie sur Anthurium en Martinique. Ministère de l'agriculture et de la pêche,

Anthraxnose

- Bosshard, E.** 1997. Why is *Colletotrichum acutatum* a quarantine organism, and *C. gloeosporioides* and *C. fragariae* are not ? *Acta Hort.* 439:799-802.
- Denoyes, B., and Baudry, A.** 1995. Species identification and pathogenicity study of French *Colletotrichum* strains isolated from strawberry using morphological and cultural characteristics. *Phytopathology* 85:53-57.
- Dickman, M. B., and Alvarez, A. M.** 1983. Latent infection of papaya caused by *Colletotrichum gloeosporioides*. *Plant Dis.* 67:748-750.
- Dickman, M. B., Patil, S. S., and Kolattukudy, P. E.** 1982. Purification, characterization, and role in infection of an extracellular cutinolytic enzyme from *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. on *Carica papaya* L. *Physiol. Plant Pathol.* 20:333-347.
- Eastburn, D. M., and Butler, E. E.** 1991. Effects of soil moisture and temperature on the saprophytic ability of *Trichoderma harzianum*. *Mycologia* 83:257-263.
- Eastburn, D. M., and Gubler, W. D.** 1990. Strawberry anthracnose: Detection and survival of *Colletotrichum acutatum* in soil. *Plant Dis.* 74:161-163.
- Eastburn, D. M., and Gubler, W. D.** 1992. Effects of soil moisture and temperature on the survival of *Colletotrichum acutatum*. *Plant Dis.* 76:841-842.
- Freeman, S., and Katan, T.** 1997. Identification of *Colletotrichum* species responsible for anthracnose and root necrosis of strawberry in Israel. *Phytopathology* 87:516-521.
- Freeman, S., Nizami, Y., Dotan, S., Even, S., and Sando, T.** 1997. Control of *Colletotrichum acutatum* in strawberry under laboratory, greenhouse, and field conditions. *Plant Dis.* 81:749-752.
- Henz, G. P., Boiteux, L. S., and Lopes, C. A.** 1992. Outbreak of strawberry anthracnose caused by *Colletotrichum acutatum* in central Brazil. *Plant Dis.* 76:212.
- Howard, C. M., and Albregts, E. E.** 1984. Anthracnose of strawberry fruit caused by *Glomerella cingulata* in Florida. *Plant Dis.* 68:824-825.
- Howard, C. M., Maas, J. L., Chandler, C. K., and Albregts, E. E.** 1992. Anthracnose of strawberry caused by the *Colletotrichum* complex in Florida. *Plant Dis.* 76:976-981.
- Legard, D. E., Whidden, A. J., and Chandler, C. K.** 1998. Incidence and occurrence of strawberry diseases in Florida from 1991-1996. *Adv. Strawberry Res.* 16:35-47.
- McInnes, T. B., Black, L. L., and Gatti, J. M., Jr.** 1992. Disease-free plants for management of strawberry anthracnose crown rot. *Plant Dis.* 76:260-264.
- Norman, D. J., and Strandberg, J. O.** 1997. Survival of *Colletotrichum acutatum* in soil and plant debris of leatherleaf fern. *Plant Dis.* 81:1177-1180.
- Smith, B. J.** 1986. First report of *Colletotrichum acutatum* on strawberry in the United States. *Plant Dis.* 70:1074

- Smith, B. J.** 1987. Resistance of strawberry plants to *Colletotrichum fragariae* affected by environmental conditions. *Plant Dis.* 71:834-837.
- Smith, B. J.** 1998. Anthracnose crown rot. Pages 46-48 in: *Compendium of Strawberry Diseases*. 2th ed. J. L. Mass, ed. American Phytopathological Society, St. Paul, MN.
- Smith, B. J., and Black, L. L.** 1990. Morphological, cultural, and pathogenic variation among *Colletotrichum* species isolated from strawberry. *Plant Dis.* 74:69-76.
- Sreenivasaprasad, S., Mills, P. R., Meehan, B. M., and Brown, A. E.** 1996. Phylogeny and systematics of 18 *Colletotrichum* species based on ribosomal DNA spacer sequences. *Genome*:39:499-512.
- Sreenivasaprasad, S., Sharada, K., Brown, A. E., and Mills, P. R.** 1996. PCR-based detection of *Colletotrichum acutatum* on strawberry. *Plant Pathology*:45:650-655.
- Steiner, G. W., and Watson, R. D.** 1965. Use of surfactants in the soil dilution and plate count method. *Phytopathology* 55:728-730.
- Ureña, A., Legard, D. E., and Kistler, H. C.** 1998. Genotypic differences between *Colletotrichum gloeosporioides* isolates from crown rot on strawberry detected using RAPD markers. *Phytopathology* 89:S79.
- Wilson, L. L., Madden, L. V., and Ellis, M. A.** 1992. Overwinter survival of *Colletotrichum acutatum* in infected strawberry fruit in Ohio. *Plant Dis.* 76:948-950.
- Yeates, G. W., Bamforth, S. S., Ross, D. J., Tate, K. R., and Sparling, G. P.** 1991. Recolonization of methyl bromide sterilized soils under four different field conditions. *Biol. Fertil. Soils* 11:181-189.

Colletotrichum musae (Berk. & M.A.Curtis)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Rosario Madriz, Gunta Smits B. y Raquel Noguera PRINCIPALES HONGOS PATOGENOS QUE AFECTAN ALGUNAS ESPECIES ORNAMENTALES DEL GENERO *Heliconia*. **Universidad Central de Venezuela. *Agronomía Trop.* 41(5-6):265-274 1991**

Phytophthora

Agrios, G.N. *Plant Pathology*, 3rd ed. Academic Press, Inc. (NY). 1988.

Chase, A. R. 1995. Resistance of vinca cultivars to *Phytophthora* aerial blight in greenhouse and field trials, 1994. *Biol. Cult. Tests* 10:72.

Donald C. ERWIN and Olaf K. RIBEIRO, 1996. *Phytophthora. Diseases Worldwide*. APS Press, St-Paul, Minnesota. 245-256.

Simone, G. W. and V. Jones. 1995. Fungicide management of *Phytophthora* blight of Madagascar periwinkle. *Proc. SNA Res. Conf.* 40:222-225.

Wick, R. L. and P. Haviland. 1994. Evaluation of fungicides for *Phytophthora* blight and stem rot of vinca, 1993. *Fung. & Nem. Tests* 49:375.

Zitco, S. E. and L.W. Timmer. 1994. Competitive parasitic abilities of *Phytophthora parasitica* and *P. palmivora* on fibrous roots of citrus. *Phytopathology*. 10: 1000-1004.

Phytophthora cryptogea

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Phytophthora infestans

Agrios, G. N. 1988. Plant Pathology. APS Press. St. Paul, Minnesota.

Alexopoulos, C. J., C. W. Mims, and M. Blackwell. 1996. Introductory Mycology. John Wiley & Sons, Inc. New York, USA.

Hooker, W. J. 1986. Editor. Compendium of Potato Diseases. American Phytopathological Society Press. St. Paul, Minnesota.

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Exserohilum rostratum

Diseases of Heliconia in Hawaii (**Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida**)

Fusarioses:

Fusarium moniliforme

A. R. Chase, Fusarium Leaf Spot of Dracaenas-Resistance of Species and Cultivars University of Florida/IFAS Central Florida Research and Education Center CFREC-Apopka Research Report RH-93-10.

http://mrec.ifas.ufl.edu/Foliage/Resrpts/rh_93_10.htm

Fusarium oxysporum Schlecht f. sp. cubense

LA FUSARIOSE DU BANANIER; Fiche technique n° 5; N. Y. Moore, S. Bentley, K.G. Pegg et D.R. Jones (juin 1995)

Nicolette Schinzl; Plant biotechnology: the future for sustainable banana and plantain production in Africa (2003) (<http://www.scienceinafrica.co.za/2003/november/banana.htm>)

Fusarium proliferatum

Hawksworth, D. L., P. M. Kirk, B. C. Sutton, and D. N. Pegler. 1995. Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi. CAB International. University Press, Cambridge, Oxon, U.K.

Nelson, P. E., T. A. Toussoun, and W. F. O. Marasas. 1983. *Fusarium* species: An illustrated manual for identification. Pennsylvania State University Press

Uchida, J. Y. 1966. New developments in fungal pathology on ornamentals. Floriculture Production Seminar. Sept. 1996. Honolulu HI.

Photo: University of Hawaiï

Gibberella avenacea

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Guignardia musae

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Photo: Site du Gouvernement de Queensland; Département Horticulture et produit frais

<http://www.dpi.qld.gov.au/horticulture/7926.html>

Guignardia musae

Andrew K. Gonsalves, Stephen A. Ferreira; Department of Plant Pathology, College of Tropical and Agriculture and Human Resources; University of Hawaii (1994)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Mahabalella sp.

Diseases of Heliconia in Hawaii (Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida)

Marasmius sp.

Sheri Ann Richerson; Tropicals and Exotics (2003)

Diseases of Heliconia in Hawaii (**Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida**)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Photo : Université d'Hawaï

Mycosphaerella fijiensis et M. musicola

X. Mourichon, J. Carlier et E. Fouré, Maladie des raies noires (**cercosporiose noire**), Maladie de Sigatoka (**cercosporiose jaune**), Octobre 1997.

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Phyllosticta capitalensis

Janice Y. Uchida; *Phyllosticta capitalensis*; Department of Plant Pathology University of Hawaii (1994).

<http://www.gov.lk/Agriculture/Agridept/Techinformations/Floriculture/Orchid.htm>

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Phyllosticta zingiberis

Andrew K. Gonsalves, Stephen A. Ferreira; *Phyllosticta zingiberis*; Department of Plant Pathology, College of Tropical and Agriculture and Human Resources University of Hawaii (1994).

Phytophthora nicotianae

Diseases of Heliconia in Hawaii (Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida)
Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)
<http://www.ces.ncsu.edu/depts/ent/clinic/Emerging/fpath.htm>

Pyriculariopsis sp.

Diseases of Heliconia in Hawaii (Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida)
Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Pythium aphanidermatum

Diseases of Heliconia in Hawaii (Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida)
Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)

Rhizoctonia solani

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)
Diseases of Heliconia in Hawaii (Kelvin T. Sewake and Janice Y. Uchida)
<http://www.ces.ncsu.edu/depts/ent/clinic/Emerging/fpath.htm>

Sclerotinia sclerotiorum

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème edition (2000)
Andrew K. Gonsalves, Stephen A. Ferreira; *Phyllosticta zingiberis*; Department of Plant Pathology, College of Tropical and Agriculture and Human Resources University of Hawaii (1994).
<http://www.ces.ncsu.edu/depts/ent/clinic/Emerging/fpath.htm>

Bactéries:

Xanthomonas axonopodis pv. *dieffenbachiae*

0. Swings, J.G. and E.L. Civerolo (eds). *Xanthomonas*. NY: Chapman & Hall, 1993. Hardcover. 399 p.

Norman, D.J., and Alvarez, A.M. 1994. Rapid Detection of *Xanthomonas campestris* pv. *dieffenbachiae* from anthurium plants utilizing a miniplate enrichment/ELISA system. *Plant Disease* 78:954-958.

Norman, D.J., and Alvarez, A.M. 1994. Latent infections of *in vitro* anthurium caused by *Xanthomonas campestris* pv. *dieffenbachia*, *Plant, Cell, Tissue & Organ Culture* 39:55-61.

Bugtok disease

Simon Eden-Green. 1993. Diversity of *Pseudomonas solanacearum* and related bacteria in South East Asia : new directions for Moko disease. In "Bacterial wilt : the disease and its causative agent *Pseudomonas solanacearum* ". Hayward A.C. and Hartman G.L. (eds), Wallingford: C.A.B. International, Chapter 3, 25-34

Stover R. H. and Espinosa A. 1992. Blood disease of bananas in Sulawesi. *Fruits*, 47, 5, 611-613.

Eden-Green S. J. 1990. Blood disease of banana present in Java. *FAO Plant Protection Bulletin*, 38, 1, 49-51.

Acidovorax anthurii

Gardan L., Dauga C., Prior P., Gillis M. and Saddler G.S. (2000): *Acidovorax anthurii* sp. nov., a new phytopathogenic bacterium which causes bacterial leaf-spot of anthurium. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 50, 235-246.

Willems A., Falsen E., Pot B., Jantzen E., Hoste B., Vandamme P., Gillis S. M., Kersters K., and De Ley J. (1990) : *Acidovorax*, a new genus for *Pseudomonas facilis*, *Pseudomonas delafieldii*, E. Falsen (EF) group 13, EF group 16, and several clinical isolates, with the species *Acidovorax facilis* comb. nov., *Acidovorax delafieldii* comb. nov., and *Acidovorax temperans* sp. nov. *Int. J. Syst. Bacteriol.*, 40, 384-398.

Ralstonia solanacearum type II

Jacques Vasse, Pascal Frey and André Trigalet (1995) Microscopic studies of intercellular infection and protoxylem invasion of tomato roots by *Pseudomonas solanacearum*. *MPMI*, 8, 241-251.

Lehmann-Danziger H. (1987). The distribution of Moko disease in Central and South America and its control in plantain and bananas. In : *Improving Citrus and Banana Production*.

Pascal Frey, Julian Smith, Laurence Albar, Philippe Prior, Gerry Saddler, Danièle Trigalet-Demery and André Trigalet. (1996). Bacteriocin typing of *Burkholderia* (*Pseudomonas*) *solanacearum* race 1 of the French West Indies and correlation with genomic variation of the pathogen.. *Appl. Environ. Microbiol.* 62, 473-479.

Seal, S.E., Jackson, L.A., Young, J.P.W. and Daniels, M.J. (1993). Differentiation of *Pseudomonas solanacearum*, *Pseudomonas syzygii*, *Pseudomonas pickettii* and the Blood Disease Bacterium by partial 16S rRNA sequencing; construction of oligonucleotide primers for sensitive detection by polymerase chain reaction. *J. Gen. Microbiol.* 139, 1587-1594

Erwinia chrysanthemi

Allen, C., S. Reverchon and J. Robert-Baudouy (1989). Nucleotide sequence of the *Erwinia chrysanthemi* gene encoding 2-keto-3-deoxygluconate permease. *Gene* 83: 233-241.

Denoyes B., Lalo D., Schmit J., Steva H. and Prior P. (1990). Une bactériose à *Erwinia chrysanthemi* sur la tomate aux Antilles françaises. Sensibilité variétale et synergie avec la bactérie tellurique *Pseudomonas solanacearum*. In: Proc. 2ème Congrès de la SFP, Montpellier, éd. SFP, 28-30 nov 1990.

S. Vroemen, J. Heldens, C. Boyd, B. Henrissat, N.T. Keen (1995). Cloning and characterization of the *bgxA* gene from *Erwinia chrysanthemi* D1 which encodes a b-glucosidase/xylosidase enzyme. *Mol. Gen. Genet.* 24 465-477

Erwinia carotovora subsp. carotovora (Jones, 1901) Bergey et al. 1923

INFOMUSA Vol. 10, N° 1

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

The International Society for Molecular Plant-Microbe Interactions

<http://www.ismpminet.org/resources/common/names/banana.asp>

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème édition (2000)

LA MALADIE DU SANG DU BANANIER

Pseudomonas celebensis

Fiche technique n° 3 - S.J. Eden-Green (septembre 1994)

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème édition (2000)

Pseudomonas Cichorii

A.D. Wilson, and D.G. Lester (1995). Application of Propiconazole and *Pseudomonas Cichorii* for Control of Oak Wilt in Texas Live Oaks. *Fungicide and Nematicide Tests*, Vol. 50, p. 393

Viroses:

BbrMV (Banana bract Mosaic Virus)

B. C. Rodoni, J. L. Dale, R. M. Harding (1999). Characterization and expression of the coat protein-coding region of banana bract mosaic potyvirus, development of diagnostic assays and detection of the virus in banana plants from five countries in southeast Asia. *Virology*, Abstract Volume 144 Issue 9 (1999) 1725-1737

BSV (banana Streak Virus)

Lockhart, B.E. (1986). *Phytopathology* 76: 995.

Lockhart, B.E.L. and Autrey, J.C. (1988). *Plant Dis.* 72: 230.

CMV (Cucumber Mosaic Virus)

- Clark, G.L., Peden, K.W.C. and Symons, R.H.** (1974). *Virology* 62: 434.
- Devergne, J.-C.** (1975). *Meded. Facult. Landb. Rijks-Univ. Gent* 40: 19.
- Douine, L., Quiot, J.B., Marchoux, G. and Archange, P.** (1979). *Annls. Phytopath.* 11: 439.
- Francki, R.I.B., Mossop, D.W. and Hatta, T.** (1979). *CMI/AAB Descr. Pl. Viruses* No. 213, 6 pp.
- Gibbs, A.J. and Harrison, B.D.** (1970). *CMI/AAB Descr. Pl. Viruses* No. 1, 4 pp.
- Gill, D.S., Kumarasamy, R. and Symons, R.H.** (1981). *Virology* 113: 1.
- Habili, N. and Francki, R.I.B.** (1974). *Virology* 57: 392.
- Hanada, K. and Tochihara, H.** (1982). *Phytopathology* 72: 761.
- Holcomb, G.E. and Valverde, R.A.** (1991). *Plant Dis.* 75: 1183.
- Kaper, J.M. and Waterworth, H.C.** (1981). In: *Plant Virus Infections: Comparative Diagnosis*, pp.257-332; ed. E. Kurstak. Elsevier/North Holland, Amsterdam.
- Komuro, Y.** (1973). *Viruses in Vegetables*. Seibundo Shinkosha, Tokyo.
- Kumarasamy, R. and Symons, R.H.** (1979). *Virology* 96: 622.
- Lot, H., Jonard, G. and Richards, K.** (1977). *FEBS Lett.* 80: 395.
- Mossop, D.W.** (1978). Ph.D. Thesis, University of Adelaide, Australia.
- Rezaian, M.A., Williams, R.H.V. and Symons, R.H.** (1985). *Eur. J. Biochem.* 150: 331.

BBTV (Banana Bunchy Top Virus)

- Dale, J.L.** (1987). *Adv. Virus Res.* 33: 301.

SWV (Tomato spotted wilt tospovirus)

- Cho, J.J., Mau, R.F.L., German, T.L., Hartmann, R.W., Yurdin, L.S., Gonsalves, D. and Provvidenti, R.** (1989). *Plant Dis.* 73: 375.
- de Avila, A.C.P., de Haan, P., Kitajima, E.W., Kormelink, R. de O., Resende, R., Goldbach, R.W. and Peters, D.** (1992). *J. Phytopath.* 134: 133.
- Francki, R.I.B. and Hatta, T.** (1981). In: *Handbook of Plant Virus Infections*, p. 491; ed. E. Kurstak. Elsevier/North Holland Biomedical Press, Amsterdam.
- Haan, P. de, Wagemakers, L., Peters, D. and Goldenbach, R.** (1990). *J. gen. Virol.* 71: 1001.
- Ie, T.S.** (1970). *CMI/AAB Descr. Pl. Viruses* No. 39, 4 pp.
- Law, M.D. and Moyer, J.W.** (1990). *J. gen. Virol.* 71: 933.
- Law, M.D., Speck, J. and Moyer, J.W.** (1991). *J. gen. Virol.* 72: 2597.
- Matthews, R.E.F.** (1982). *Intervirology* 17: 11.
- Tas, P.W.L., Boerian, M.L. and Peters, D.** (1977). *J. gen. Virol.* 36: 267.
- Van den Hurk, J., Tas, P.W.L. and Peters, D.** (1977). *J. gen. Virol.* 36: 81.

INSV (Impatiens necrotic spot tospovirus)

De Avila, A.C., de Haan, P., Kitajima, E.W., Kormelink, R., Resende, R. de O., Goldbach, R.W. and Peters, D. (1992). J. Phytopathology 134: 133.

De Avila, A.C., de Haan, P., Kormelink, R., Resende, R. de O., Goldbach, R.W. and Peters, D. (1993). J. gen. Virol. 74: 153.

De Haan, P., de Avila, A.C., Kormelink, R., Westerbroek, A., Gielen, J.J.L., Peters, D. and Goldbach, R. (1992). FEBS Letts 306: 27.

Law, M.D. and Moyer, J.W. (1990). J. gen. Virol. 71: 933.

Law, M.D., Speck, J. and Moyer, J.W. (1991). J. gen. Virol. 72: 2597.

Law, M.D., Speck, J. and Moyer, J.W. (1992). Virology 188: 732.

DSV (Digitaria streak monogeminivirus)

Accotto, G.P., Donson, J. and Mullineaux, P.M. (1989). EMBO J. 8: 1033.

Dollet, M., Accotto, G.P., Lisa, V., Menissier, J. and Boccoardo, G. (1986). J. gen. Virol. 67: 933.

Donson, J., Accotto, G.P., Boulton, M.I., Mullineaux, P.M. and Davies, J.W. (1987). Virology 161: 160.

Donson, J., Gunn, H.V., Woolston, C.J., Pinner, M.S., Boulton, M.I., Mullineaux, P.M. and Davies, J.W. (1988). Virology 162: 248.

Julia, J.F. and Dollet, M. (1989). J. Phytopath. 127: 42.

Mullineaux, P.M., Guérineau, F. and Accotto, G.P. (1990). Nucl. Acids Res. 18: 7259.

Pinner, M.S. and Markham, P.G. (1990). J. gen. Virol. 71: 1635.

Pestes et ravageurs

LE CHARANÇON DU BANANIER

Cosmopolites sordidus

C.S. Gold et S. Messiaen; fiche technique n° 4 (octobre 2000).

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème édition (2000)

LE CHARANÇON DU PSEUDOTRONC DU BANANIER

Odoiporus longicollis

B. Padmanaban et S. Sathiamoorthy1 fiche technique n° 5 (novembre 2001)

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Nematodes:

NÉMATODES À GALLE DES BANANIERES

Meloidogyne incognita et *Meloidogyne javanica*

Dirk De Waele et Romulo G. Davide fiche technique n° 3 (1998)

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Pratylenchus coffeae (**Zimmermann, 1898**) Filip. & Schu. Stek., 1941 et *Pratylenchus goodeyi* (Sher & Allen, 1953).

John Bridge, Roger Fogain et Paul Speijer fiche technique n° 2 (Novembre 1997)

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Photo: R. Fogain

Radopholus similis

J-L. Sarah, J. Pinochet et J. Stanton fiche technique n°1 (Décembre 1996)

INIBAP (Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain)

Crop Protection Compendium; Global Module; 2ème édition (2000)

Autres parasites :

Tezenas du Montcel F. (1995). Rapport de stage de fin de 1^{ère} année d'étude, E.N.I.T.H.P. 20 p.

Ferreira S., Pitz K. and Alvarez A. (1991). Heliconia wilt in Hawaii. Phytopathology 81 :1159.

Uchida J.Y. and Kadooka C.Y. (1994). A new disease of Heliconia caused by Pyriculariopsis. Phytopathology 84.

Sites Internet

Ask the Experts : Anthuriums, 1998 <http://www.ctahr.hawaii.edu/estens/experts/flowers/anthuriums.htm>

A.R. Chase, Common diseases of Anthurium, 1998 <http://www.hortworld.com/anthurium.htm>

A.R. Chase & R.T. Poole, 1999, Effect of nitrogen source on growth and susceptibility of anthurium hybrids to *Xanthomonas campestris* pv. *dieffenbachiae*, Central Florida Research and Education Center-Apopka http://www.ifas.ufl.edu/~apkweb/cfrec/rh_92_27.htm

P.v. Sengbusch, Botany online : Dermal tissues, parenchyma and assimilation tissues - Epidermis, http://www.ostrakon.biologie.uni-kl.de/b_online/e05.05a.htm

Vakblad Voor de Bloemistery inlichting, World Anthurium Production Estimates, AIC on line/ ACE AIC Market Briefs : Anthurium, <http://www.agroindia.org/world/ace/anthur.htm>

Sites généraux

<http://www.bacterio.cict.fr/xz/xanthomonas.html>

<http://image.fs.uidaho.edu/vide/acrindex.htm>

<http://www.apsnet.org/phyto/abstract/1997/pjl97ab.htm>

<http://www.tulane.edu/~dmsander/garryfavweb.html>

http://www.biodiversity.ac.psiweb.com/carimaps/g_es.htm

		Aracée Anthurium	Heliconiace Heliconia	Maurandiace Calathea	Musacée musc arumaceae	Ophitace	Zingiberace Alpinia, Rose de Porcelaine...	Strillidacee Strelitzia	Pages
C h a m p i g n o n s	<i>Bipolaris incurvata</i>		X		X				11
	<i>Botryodiplodia</i> sp	X							10
	<i>Calonectria spathiphylli</i>		X						12
	<i>Cercospora and Pseudocercospora</i> sp.		X						10
	<i>Cladosporium</i> sp	X		X					10
	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	X			X				1
	<i>Colletotrichum musae</i>		X	X					2
	<i>Exserohilum rostratum</i>								11
	<i>Fusarium moniliforme</i>			X	X				7
	<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. cubense	X	X	X					8
	<i>Fusarium proliferatum</i>				X				9
	<i>Fusarium solani</i> sp	X		X					10
	<i>Gibberella avenacea</i>						X		12
	<i>Gleosporeum minutum</i>	X							2
	<i>Gignardia musae</i>			X					13
	<i>Mahabalella</i> sp.		X						13
	<i>Marasmius</i>		X			X			14
	<i>Mycosphaerella fijensis</i>			X					6
	<i>Mycosphaerella musicola</i>			X					6
	<i>Myrothecium</i>		X						10
	<i>Pestalotia</i> sp	X							10
	<i>Phyllosticta capitalensis</i>				X				15
	<i>Phyllosticta heliconiae</i>		X						14
	<i>Phyllosticta zingiberis</i>					X			15
	<i>Phytophthora cryptogea</i>			X					4
	<i>Phytophthora infestans</i>				X				5
	<i>Phytophthora nicotianae</i>		X		X				4
	<i>Phytophthora parasitica</i>	X							3
	<i>Pyriculariopsis</i> sp		X						16
	<i>Pythium aphanidermatum</i>					X			16
	<i>Pythium splendens</i>	X	X						7
	<i>Rhizoctonia solani</i>		X						17
	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>			X					17
B a c t é r i e s	<i>Acidovorax anthurii</i>	X							19
	<i>Erwinia carotovora</i>			X	X				22
	<i>Erwinia chrysanthemi</i>			X					20
	<i>Pseudomonas celebensis</i>		X	X					21
	<i>Pseudomonas cichorii</i>	X							20
	<i>Pseudomonas solanacearum</i>			X					20
	<i>Ralstonia solanacearum</i>	X	X	X		X			19
	<i>Xanthomonas axonopodis</i>	X							18
V i r u s	<i>Abaca mosaic virus</i>			X					
	<i>Banana bract Mosaic Virus (BbrMV)</i>			X					23
	<i>Banana bunchy top virus (BBTV)</i>			X					24
	<i>Banana streak virus (BSV)</i>			X					23
	<i>Cucumber mosaic virus (CMV)</i>	?	?	?	?	?	?	?	24
	<i>Dasheen mosaic virus (DsMV)</i>	X	X						26
	<i>Dieffenbachia streak monoseminivirus (DSV)</i>	?	?	?	?	?	?	?	26
	<i>Ginger Chlorotic Fleck ? Virus (GCFV)</i>					X			26
I n s e c t e s	<i>Impatiens necrotic spot tospovirus (INSV)</i>	?	?	?	?	?	?	?	25
	<i>Tomato ringspot virus (TSWV)</i>				X				25
	<i>Aleurorde (Aleuratululul sp.)</i>	X	X	X	X	X	X	X	27
	<i>Aphis (puccerons)</i>	X	X	X	X	X	X	X	27
	<i>Charancon du bananier (Cosmonilites sordidus)</i>			X					28
	<i>longicollis</i>			X					29
	<i>Chenilles</i>	X	X	X	X	X	X	X	28
	<i>Sauterelle verte</i>	?	?	?	?	?	?	?	27
é m é t o d e s	<i>Trips (Chaetanaphotrips orchidii)</i>	X	X	X	X	X	X	X	27
	<i>Aporolaimus</i> sp.	X							31
	<i>Anhelenchoides fragariae</i>	X							31
	<i>Helicotylenchus</i> sp	X							31
	<i>Meloidogyne incrimata</i>		?		X				31, 32
	<i>Meloidogyne javanica</i>		?		X				32
	<i>Meloidogyne</i> sp.	X	?			X			31
	<i>Pratylenchus coffeae</i>		?		X				33
	<i>Pratylenchus gonodactylus</i>		?		X				33
	<i>Radopholus similis</i>		?		X				34
A u t r e s	<i>Raylenchulus reniformis</i>	X				X			31
	<i>Timaeus</i>	X	X	X	X	X	X	X	35
	<i>Escargots</i>	X	X	X	X	X	X	X	35
	<i>Chimères (variabilité génétique)</i>	?	?	?	?	?	?	?	35
	<i>Toxicité au cultivateur</i>	X							36